



ESCUELA SUPERIOR POLITÉCNICA DE CHIMBORAZO

FACULTAD DE CIENCIAS

ESCUELA DE INGENIERÍA QUÍMICA

**“EVALUACIÓN DE RESIDUOS VEGETALES DE PAPA, YUCA,
CAMOTE Y PLÁTANO, COMO COAGULANTES NATURALES
PARA EL TRATAMIENTO DE AGUAS RESIDUALES
PROCEDENTES DE LA INDUSTRIA LÁCTEA”**

Trabajo de titulación presentado para optar al grado académico de:

INGENIERA QUÍMICA

AUTORA: FLOR ROCIO PACA TELENCHANO

TUTORA: ING. PAOLA ARGUELLO M. Sc.

Riobamba - Ecuador

2017

©2017, Flor Rocio Paca Telenchano

Se autoriza la reproducción total o parcial, con fines académicos, por cualquier medio o procedimiento, incluyendo la cita bibliográfica del documento, siempre y cuando se reconozca el Derecho de Autor

ESCUELA SUPERIOR POLITÉCNICA DE CHIMBORAZO

FACULTAD DE CIENCIAS

ESCUELA DE INGENIERÍA QUÍMICA

El tribunal del trabajo de titulación certifica que el trabajo de investigación “**EVALUACIÓN DE RESIDUOS VEGETALES DE PAPA, YUCA, CAMOTE Y PLÁTANO, COMO COAGULANTES NATURALES PARA EL TRATAMIENTO DE AGUAS RESIDUALES PROCEDENTES DE LA INDUSTRIA LÁCTEA**” de responsabilidad de la señorita egresada Flor Rocio Paca Telenchano, ha sido prolijamente revisado por los Miembros del Tribunal del Trabajo de Titulación, quedando autorizada su presentación.

NOMBRE

FIRMA

FECHA

Ing. Paola Arguello M. Sc.

DIRECTOR DEL TRABAJO

DE TITULACION

.....

Ing. Mabel Parada M. Sc.

MIEMBRO DEL TRIBUNAL

.....

DECLARACIÓN DE AUTENTICIDAD

Yo, Flor Rocio Paca Telenchano, declaro que el presente trabajo de titulación es de mi autoría y que los resultados del mismo son auténticos y originales. Los textos constantes en el documento que provienen de otra fuente están debidamente citados y referenciados.

Como autor asumo la responsabilidad legal y académica de los contenidos de este trabajo de titulación.

Riobamba, 06 de Abril del 2017

Flor Rocio Paca Telenchano

0603871096

AGRADECIMIENTO

En primer lugar agradezco profundamente a Dios, por darme la sabiduría para culminar mi carrera profesional, después doy gracias a mis padres María y Juan por apoyarme siempre y por estar pendientes de mí, asimismo doy gracias a mi esposo Marco y a mi hijo Isaí por apoyarme y estar a mi lado en todo momento, también agradezco a mi asesora Ing. Paola Arguello, colaboradora Ing. Mabel Parada, profesoras y profesores por ayudarme y transmitir sus conocimientos durante mis estudios; además doy gracias a todas las personas que forman parte de la prestigiosa ESPOCH y la Escuela de Ingeniería Química, también agradezco a todos mi familia, hermanos, hermanas, amigos, amigas ya todas las personas que forman parte de mi vida, gracias por su apoyo y amistad.

Flor

DEDICATORIA

Dedico esta investigación con mucho amor primeramente a mi Dios, a mis padres María y Juan, a mi esposo Marco y a mi hijo Isaí, además a toda mi familia, a mis amigos y amigas.

Flor

TABLA DE CONTENIDOS

RESUMEN.....	xvi
SUMARY	xvii
INTRODUCCIÓN	1
ANTECEDENTES	2
JUSTIFICACIÓN	3
OBJETIVOS.....	5

CAPITULO I

1. MARCO TEÓRICO	6
1.1. Industria Láctea	6
1.2. Aguas residuales	7
1.2.1. Aguas residuales industriales lácteas	8
1.2.2. Características generales de las aguas residuales	9
1.2.2.1. Características físicas	9
1.2.2.2. Características químicas	10
1.2.2.3. Características biológicas	12
1.3. Tratamientos de aguas residuales.....	13
1.3.1. Etapas en el tratamiento de aguas residuales industriales	13
1.4. Tratamiento primario: Coagulación- floculación	14
1.4.1. Coagulación.....	15
1.4.1.1. Teoría de la coagulación.....	16

1.4.1.2.	<i>Factores que influyen en la Coagulación</i>	18
1.4.2.	<i>Floculación</i>	19
1.4.2.1.	<i>Cinética de la floculación</i>	19
1.4.2.2.	<i>Factores que influyen en la floculación</i>	20
1.4.3.	<i>Coagulantes</i>	20
1.4.3.1.	<i>Polielectrolitos</i>	20
1.4.3.2.	<i>Coagulantes metálicos</i>	21
1.4.4.	<i>Floculantes</i>	21
1.4.5.	<i>Métodos de evaluación de coagulación - floculación</i>	22
1.5.	<i>Vegetales</i>	24
1.5.1.	<i>Composición de las plantas o vegetales</i>	24
1.5.1.1.	<i>Fuente de coagulantes naturales</i>	25
1.5.1.2	<i>Polímeros naturales</i>	26

CAPITULO II

2.	MARCO EXPERIMENTAL	28
2.1.	Lugar y pruebas de estudio	28
2.2.	Materiales y equipos	29
2.3.	Metodología	30
2.3.1.	<i>Obtención de los residuos vegetales deshidratados y pulverizados</i>	30
2.3.2.	<i>Muestreo y obtención del agua residual láctea.</i>	32
2.3.3.	<i>Pruebas de tratabilidad coagulación- floculación con los RVD</i>	33
2.3.3.1.	<i>Preparación de las soluciones de referencia de los residuos vegetales</i>	33
2.3.3.2.	<i>Ensayos de pruebas de Jarras</i>	34

<i>PRIMERA ETAPA</i>	35
<i>SEGUNDA ETAPA</i>	36
2.3.4. Técnicas	37
2.3.4.1. Técnicas del análisis proximal de los residuos vegetales deshidratados.	37
2.3.4.2. Técnicas para la determinación de las características del agua residual inicial tratada.	46

CAPÍTULO III

3. RESULTADOS Y DISCUSIÓN	58
3.1. Resultados del tiempo de secado	58
3.2. Resultados del análisis proximal de los residuos vegetales deshidratados.	60
3.3. Resultados de la caracterización del agua residual láctea.	61
3.4. Resultados del tratamiento con los residuos vegetales deshidratados como coagulantes naturales.	62
3.4.1. Resultados de la primera etapa del proceso de coagulación - floculación	62
3.4.1.1. Resultados de los parámetro medidos después del proceso de coagulación.	66
3.4.2. Resultados de la segunda etapa, pruebas con el coagulante natural de residuo de plátano y el polímero aniónico como ayudante de floculación	68
CONCLUSIONES	74
RECOMENDACIONES	75

BIBLIOGRAFÍA

ANEXOS

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1-2: Materiales y equipos.....	29
Tabla 2-2: Pesos tomados de los residuos vegetales durante el secado.	31
Tabla 3-2: Medición del caudal de una jornada de trabajo.	32
Tabla 4-2: Dosificaciones de los residuos vegetales en g/L.....	35
Tabla 5-2: Parámetros a controlar en el tratamiento de la segunda etapa	37
Tabla 6-2: Determinación del porcentaje de humedad	39
Tabla 7-2: Determinación de cenizas.....	40
Tabla 8-2: Determinación de proteínas	41
Tabla 9-2: Determinación de la grasas total.....	42
Tabla 10-2: Determinación de fibra	44
Tabla 11-2: Determinación de carbohidratos.....	45
Tabla 12-2: Determinación del potencial hidrógeno.....	47
Tabla 13-2: Determinación de la turbiedad.....	48
Tabla 14-2: Determinación del color	49
Tabla 15-2: Determinación de los sólidos suspendidos totales.....	50
Tabla 16-2: Determinación de sólidos totales.....	51
Tabla 17-2: Determinación de la Demanda Bioquímica de Oxígeno (5días)	52
Tabla 18-2: Determinación de la Demanda Química de Oxígeno	53
Tabla 19-2: Determinación de Aceites y grasas.....	54
Tabla 1-3: Análisis de los residuos deshidratados de papa, yuca, camote y plátano	60
Tabla 2-3: Comparación de la caracterización del agua residual láctea con los límites de descarga (TULSMA).....	61
Tabla 3-3: Volumen añadido de la solución de los residuos vegetales durante las prueba de jarras.....	62
Tabla 4-3: Comparación de los parámetros con la muestra inicial y las muestras con residuos vegetales al 10% con dosis de 10mL (1g/L).	67
Tabla 5-3: pH de las soluciones de los residuos vegetales al 10%	67
Tabla 6-3: Parámetros de DBO5 y DQO del ARL con el residuo de plátano.....	68
Tabla 7-3: Características iniciales del agua residual Láctea para la pruebas de jarras con variaciones de pH.....	68
Tabla 8-3: Resultados de los parámetros medidos en el uso de residuo vegetal deshidratado de plátano más polímero aniónico	72

ÌNDICE DE FIGURAS

Figura 1-3: Jarras de las ARL con los residuos vegetales después del proceso de la coagulación	66
Figura 2-3: Jarras con el residuo de plátano más polímero aniónico después de la coagulación a pH 5,03. a) Con 0,5mL de polímero A. b) con 0,25mL de polímero A.	70
Figura 3-3: Jarras después de la coagulación a pH 6,7 con el residuo de plátano más el polímero aniónico.....	70
Figura 4-3: Jarras después de la coagulación a pH 9,05 con el R.PL más el polímero aniónico	71
Figura 5-3: Formación de flóculos visibles a pH ácido con RVD de plátano más el polímero aniónico.	71
Figura 6-3: Jarras después de la coagulación a pH 4,15 con el residuo de plátano más el polímero aniónico.....	72

ÍNDICE DE GRAFICOS

Gráfico 1-3: Curva del tiempo de secado de los residuos vegetales.	58
Gráfico 2-3: Curva de turbiedad-dosis de los residuos vegetales (al 10%) durante el proceso de coagulación floculación.....	65

ÍNDICE DE ANEXOS

- Anexo A:** Límites de descarga a un cuerpo de agua dulce
- Anexo B:** Obtención de la muestra de agua residual láctea (ARL)
- Anexo C:** Proceso de obtención de los residuos vegetales deshidratados y pulverizados
- Anexo D:** Residuos vegetales de papa, yuca, camote y plátano.
- Anexo E:** Agua residual láctea inicial y después de la prueba de jarras con los residuos vegetales de papa, yuca, camote y plátano al 10%.
- Anexo F:** Agua residual láctea después de usar el residuo de plátano más el polímero aniónico a pH sin modificar, básico y ácido.

ÍNDICE DE ABREVIATURAS

°C	Grados Centígrados
ARI	Aguas residuales industriales
ARIL	Aguas residuales industriales lácteas
ARL	Agua residual láctea
cm ³	Centímetros cúbicos
Ci	Concentración de la soluciones de referencia. (g/L)
Cf láctea. (g/L)	Concentración de los residuos vegetales en el agua residual
Cs	Carga superficie
DBO ₅	Demanda bioquímica de oxígeno. (g/L)
DQO	Demanda química de oxígeno. (g/L)
g	Gramos
L	Litros
g/L	Gramos por litro
m	Metros
m ³	Metros cúbicos
mg /L	Miligramos por litro
mL	Mililitros
NTU	Unidad nefelométrica de turbidez
pH	Potencial de hidrógeno
Q	Caudal (L/s)

R. Papa	Residuos de papa
R. Yuca	Residuos de yuca
R. Camote	Residuos de camote
R. Plátano	Residuos de plátanos
RVD	Residuos vegetales deshidratados
s	Segundos
SST	Sólidos suspendidos totales. (g/L)
ST	Sólidos totales. (g/L)
T	Temperatura (°C)
T1	Tratamiento 1 sin modificar el pH
T2	Tratamiento 2 sin modificar el pH
T3	Tratamiento 3 sin modificar el pH
Ta1	Tratamiento 1 a pH ácido
Ta2	Tratamiento 2 a pH ácido
Ta3	Tratamiento 3 a pH ácido
Tb1	Tratamiento 1 a pH básico
Tb2	Tratamiento 2 a pH básico
Tb3	Tratamiento 3 a pH básico
TULSMA	Texto Unificado de Legislación Secundaria del Ministerio del Ambiente
Vi	Volumen de las soluciones de referencia a añadir. (mL).
Vf	Volumen de agua residual a analizar. (L)

RESUMEN

El objetivo fue evaluar los residuos de papa, yuca, camote y plátano, como coagulantes naturales en el tratamiento de aguas residuales procedentes de la industria láctea. Los residuos fueron deshidratados y molidos para obtener residuos vegetales deshidratados pulverizados (RVD), se evaluó humedad, ceniza, proteína, fibra, carbohidratos digeribles y grasa. Las pruebas del proceso de coagulación-floculación con los RVD, se dividieron en dos etapas. En la primera se determinó la dosis óptima de utilización y el RVD de mayor potencial, para esto se utilizó diluciones de los RVD al 2 y 10% en agua, se dosificó desde 1mL hasta 10mL por litro de agua residual láctea y mediante la prueba de jarras se determinó que todos los RVD presentaron potencial coagulante y su dosis óptima osciló entre 7 y 10 mL/L al 10% de dilución. El residuo vegetal deshidratado de plátano (RVDP) utilizando 10mL/L de agua residual, presentó resultados superiores comparados con los demás residuos, en términos de los parámetros pH, turbiedad, color, SST, ST. En la segunda etapa se investigó potenciar el poder coagulante del RVDP variando el pH (4-5; 9-10) y con la adición de un coadyuvante de floculación (polímero aniónico al 0,5% y una dosis de 0,5 mL/L), se midieron los parámetros ya señalados y además DBO₅, DQO, aceites y grasas. Los resultados de esta etapa mostraron mejor acción del RVDP en un medio ácido, con una remoción de 98% de la turbiedad, 82% del color, 99 % de los SST, 84% de ST, 76% DBO₅, 54% DQO y 95% de aceites y grasas. Se recomienda realizar estudios con los RVD, en otro tipo de aguas residuales, de ese modo remplazar o disminuir el uso excesivo de coagulantes químicos.

Palabras claves: <INGENIERÍA Y TECNOLOGÍA QUÍMICA>, <TRATAMIENTO DE AGUAS RESIDUALES>, <RESIDUOS VEGETALES>, <COAGULACIÓN – FLOCULACIÓN>, <PRUEBA DE JARRAS>, <ANÁLISIS PROXIMAL>, <COAGULANTES NATURALES>

SUMMARY

The objective was to evaluate residues of potato, cassava, sweet potato and banana, as natural coagulant in the treatment of waste water from the dairy industry. The residues were dehydrated and ground to obtain pulverized Dehydrated Vegetable Residues (RVD), moisture, ash, protein, fiber, digestible carbohydrates and fat were evaluated. Tests of the coagulation-flocculation process with RVD were divided into two stages. In the first one, the optimum dose of utilization and the RVD of greater potential were determined, for this it was used dilutions of the RVD to 2% and 10% in water, it was dosed from 1mL to 10mL per liter of milk residual water and by the jar test it was determined that all RVD had potential coagulant and its optimal oscillated 7mL and 10mL/L at 10% dilution. The Dehydrated Plantain Vegetable Residue (RVDP) using 10mL/L of residual water, presented superior results compared to the other residues, in terms of pH, turbidity, color, SST (Total Suspended Solids), ST (Total Solids). In the second stage, it is investigated to potentiate the coagulant power of RVDP by varying the pH (4-5; 9-10) and with the flocculation aid (0, 5% anionic polymer and a dose of 0,5mL/L). Measured the parameters already mentioned and also BOD₅ (Biochemical Oxygen Demand), COD (Chemical Oxygen Demand), oils and fats. The results of this stage showed a better action of RVDP in an acid environment, with a 98% removal of turbidity, 82% of color, 99% of SST, 84% of ST, 76% BOD₅, 54% COD, and 95% of oils and fats. It is recommended to perform studies with RVD in another type of wastewater, thereby replacing or decreasing the excessive use of chemical coagulants.

Keywords:

<ENGINEERING AND CHEMICAL TECHNOLOGY>, <SEWAGE TREATMENT>, <VEGETABLE WASTE>, <COAGULATION- FLOCCULATION>, <TEST OF JARS>, <PROXIMAL ANALYSIS>, <NATURAL COAGULANTS>.

INTRODUCCIÓN

La presente investigación se enfoca en productos naturales específicamente residuos vegetales, que pueden tener potencial como coagulantes naturales en el tratamiento de aguas residuales lácteas en el proceso de coagulación – floculación.

Debido a la gran importancia tanto del agua dulce como el agua salada en toda forma de vida para su supervivencia, es necesario tener en cuenta el cuidado en el tratamiento de las aguas, ya que las aguas residuales tratadas o no tratadas se descargan en los océanos o en ríos afectando de esta manera a todo ser viviente que depende de estas aguas.

Las plantas de tratamiento de aguas tanto potables como aguas residuales en el proceso de coagulación-floculación usan coagulantes químicos para eliminar los sólidos suspendidos que confieren color y turbiedad indeseables a las aguas, los coagulantes más utilizados son las sales metálicas como el sulfato de aluminio, cloruro férrico, el sulfato ferroso y actualmente se está utilizando el sulfato de aluminio multihidratado.

Los coagulantes químicos al disociarse en agua, sufren una serie de reacciones con los iones alcalinos presentes en el agua, formando iones complejos, polímeros e hidróxido de aluminio insoluble que pueden ser absorbidos por las partículas coloidales suspendidas en el agua produciendo la desestabilización de las cargas y beneficiando la sedimentación de las partículas. (Martínez, 2003)

Los coagulantes como el sulfato de aluminio son muy efectivos, pero también existe un inconveniente, si estos químicos no son utilizados adecuadamente pueden causar daños tanto a las personas como a plantas y animales, ya que estudios de Romero (1989, p.29) revelan que “si no es controlado adecuadamente los coagulantes a base de aluminio podrían dejar en el agua tratada cierta cantidad de aluminio residual” poniendo en peligro la salud de distintas formas de vida.

Además Flaten (2001) señala que “existen evidencias que relaciona a los coagulantes a base de aluminio con el desarrollo de la enfermedad de Alzheimer en los seres humanos, debida a la

presencia de aluminio residual en el agua potable tratada”. Además Guzmán et al. (2013, p.254) sostiene que los coagulantes químicos son de “altos costos de adquisición, producen grandes volúmenes de lodo y que afectan significativamente el pH del agua tratada”.

En la búsqueda de nuevas alternativas para dar un tratamiento adecuado de las aguas se han realizado estudios acerca de la utilización de productos naturales como coagulantes, los estudios de Rodríguez et al. (2007), Shak y Wu. (2014), Trujillo et al. (2014) y otros, revelan que algunas semillas, plantas y tubérculos tienen potencial como coagulantes naturales en la clarificación de aguas para consumo humano y en aguas residuales agroindustriales.

Esta nueva alternativa utilizando coagulantes obtenidos de residuos vegetales permita reducir o sustituir el consumo de coagulantes químicos, ya que la utilización inadecuada de sustancias químicas puede afectar a toda forma de vida que está en contacto con las aguas residuales tratadas con químicos, además permitirá la disminución del impacto ambiental causados por la eliminación incorrecta de residuos vegetales, puesto que son desechados diariamente en gran cantidad desde hogares e industrias alimenticias, además permitirá la generación de emprendimientos en el país.

ANTECEDENTES

Las investigaciones de tratamientos de las aguas utilizando productos naturales como coagulantes existen muchos, así como los estudios de Rodríguez et al. (2007) en el que sostiene que “ciertos recursos vegetales y animales contienen polímeros naturales, que posee por lo general una mínima o nula toxicidad y son biodegradables; las semillas de la planta *Moringa Oleífera*, taninos, algas, papa, cactus, maíz, trigo, quitina de crustáceos entre otros, han sido utilizados como coagulantes naturales en la clarificación de aguas para consumo humano ”.

Los polímeros o polielectrolitos también son utilizados como coagulantes o como ayudantes de coagulación los cuales se clasifican en sintéticos y naturales, desde la antigüedad se ha usado agentes naturales para la clarificación de las aguas y actualmente también se ha realizado estudios sobre el uso de coagulantes naturales para remover partículas en suspensión.

Solís et al. (2012) lograron comprobar que “las mezclas de sulfato de aluminio con almidón de yuca tienen un potencial de coagulación-floculación en aguas superficiales”. También Trujillo et al. (2014, p. 7) analizaron la “remoción de turbiedad en agua proveniente de una fuente natural, mediante coagulación/floculación, usando almidón de plátano, que muestra ser adecuado como ayuda de floculación, aunque se presentó una sedimentación lenta.”

Ramírez y Jaramillo (2015, p.141) estudiaron que el uso de “coagulantes naturales obtenidas a partir de especies de plantas y semillas son seguros para la salud humana en el proceso de potabilización de las aguas, debido a que además de poseer propiedades coagulantes también poseen propiedades antimicrobianas”. Los polímeros naturales tales como almidón y celulosa que se encuentra en abundancia en el reino vegetal, han sido investigados como una alternativa atractiva en los procesos de coagulación-floculación para la eliminación de partículas suspendidas y coloidales.

Otras investigaciones de Alvarado (2011) “lograron comprobar que las mezclas de sulfato de aluminio y cáscaras de papa tienen un potencial de coagulación-floculación en el tratamiento de agua potable”, también Shak y Wu (2014) analizaron la “remoción de sólidos suspendidos con la goma de semillas natural de *Cassia obtusifolia* en aguas residuales agroindustriales de molino de aceite de palma.”

Como resultado de todas estas investigaciones, se abre una oportunidad de experimentar con otros tipos de aguas tales como las aguas residuales industriales, utilizando coagulantes naturales específicamente coagulantes obtenidos de residuos que generalmente son desechados y que permita reducir o sustituir el consumo de coagulantes químicos con el fin de preservar la salud del ser humano, plantas, animales y el medio ambiente.

JUSTIFICACIÓN

En vista de la importancia de preservar un recurso tan importante como el agua y su influencia en toda forma de vida, es preciso proponer investigaciones de tratamientos alternativos usando coagulantes naturales en aguas residuales industriales, ya que el uso de coagulantes químicos están ocasionando consecuencias negativas si no son tratados adecuadamente.

La presente investigación propone investigar la utilización de residuos vegetales, específicamente cáscaras de yuca, papa, camote y plátano, como coagulantes naturales para el tratamiento de aguas residuales lácteas en el proceso de coagulación - floculación, debido a que estos residuos vegetales son fuentes de polímeros ya que en su composición poseen almidón, gluten, celulosa, glucógenos, gomas y otros compuestos metálicos, que han sido estudiados como coagulantes naturales con resultados positivos y además reportan muchas ventajas ya que en contraste con los coagulantes químicos, los coagulantes naturales a base de plantas son seguros (Asrafuzzaman et al., 2011), respetuosos del medio ambiente y generalmente libre de tóxicos (Bratby, 2006)

Se ha descubierto que los coagulantes naturales generan no sólo volumen de lodo mucho más pequeño de hasta cinco veces más bajo (Ndabigengesere et al. 1995). Como tal, el tratamiento de los lodos reducido, convirtiéndolo en una opción más sostenible. Dado que los coagulantes naturales no consumen alcalinidad a diferencia del alumbre, los ajustes de pH pueden ser omitidos y esto proporciona ahorros de costes adicionales. Los coagulantes naturales son también no corrosivos (Swati y Govindan, 2005), que eliminan las preocupaciones de la erosión de tuberías.

Por otra parte la industria alimenticia, sobre todo a mediana, pequeña y a escala artesanal, sumada los restaurantes no aprovecha estos residuos vegetales de la mejor forma, originando diariamente desperdicios orgánicos, aumentando así el impacto ambiental causado por la eliminación inadecuada de estos residuos sólidos.

De esta forma se puede aprovechar estos residuos vegetales, puesto que estos residuos vegetales pueden tener potencial para obtener coagulantes naturales para tratar aguas residuales industriales, con el propósito de reducir o sustituir el consumo de reactivos químicos, disminuir los costos en tratamientos de aguas, proteger la salud del ser humano y animales y además cuidar el medio ambiente disminuyendo el impacto ambiental causado por la eliminación inapropiada de estos residuos vegetales.

OBJETIVOS

General

Evaluar los residuos vegetales de papa, yuca, camote y plátano, como coagulantes naturales para el tratamiento de aguas residuales procedentes de la industria láctea.

Específicos

- Utilizar las operaciones de secado y molienda para obtener los polvos de los residuos vegetales seleccionados.
- Medir los parámetros fisicoquímicos de los residuos vegetales como humedad, proteína, ceniza, carbohidratos, grasa total, almidón y fibra.
- Caracterizar el agua residual láctea, considerando los parámetros de turbiedad, conductividad, pH, color, DBO₅, DQO, aceites y grasa, sólidos suspendidos totales y sólidos totales, en base a la tabla 9. Límites de descarga a un cuerpo de agua dulce. Anexo 1 de la Reforma al libro VI del TULSMA (AM 097A 2015/07/30).
- Determinar la eficiencia de los cuatro coagulantes naturales obtenidos mediante el equipo de laboratorio test de jarras.
- Utilizar un floculante utilizado en la industria como coadyuvante al coagulante natural con mejores resultados obtenido de la etapa anterior, para mejorar el proceso de coagulación-floculación.
- Establecer el efecto de la variación del pH del agua residual láctea sobre la eficiencia del coagulante.

CAPÍTULO I

1. MARCO TEÓRICO

1.1. Industria Láctea

Son aquellas industrias en el que la materia prima principal para la producción de cualquier producto lácteo es la leche, procedente de los animales vacunos, la leche es uno de los alimentos básicos de la humanidad y se utiliza para la elaboración de quesos, yogurt, mantequilla, manjar, helados y otros derivados de la leche.

La producción mundial de leche cruda alcanzó, en el 2004, un volumen de 515,84 millones de toneladas, del cual, un 64% ingresó en el circuito industrial para la elaboración de productos lácteos, un 34% se utilizó como leche fluida y el 2% restante (10,3 millones de toneladas) fue utilizado como alimento animal. Cabe aclarar que dentro del grupo “leche fluida” se encuentra la leche que se utiliza para la elaboración de leche fluida y la leche informal (aquella que se comercializa en la zona de influencia a los tambos sin pasar por el circuito industrial).(USDA)

En cuanto a la producción láctea, en Ecuador el consumo de leche fluida manifiesta diferencias. Las cifras oficiales hablan de un consumo anual de 100 litros per cápita; sin embargo, según cifras aproximadas de diversas empresas lácteas, menos del 50% de la población consume productos lácteos, situación considerada como un problema cultural y adquisitivo. Al igual que en la mayoría de los países sudamericanos, la industria láctea de Ecuador actualmente está influenciada por la tendencia de consumo de la leche UHT en funda de polietileno multicapas de larga vida “Tipo Sachet”, que no requiere cadena de frío.

Son alrededor de seis empresas las que se pueden considerar grandes en la industria láctea en Ecuador. La mayor de ellas es Nestlé DPA con una producción de 300 mil litros de leche diaria.

Otras empresas grandes son: Andina, con una producción de 110 mil litros de leche diarios; Nutrileche, empresa del Sur de Ecuador, con una producción de 140 a 160 mil litros de leche diaria; Reyleche y Pasteurizadora Quito que producen de 160 a 180 mil litros de leche diaria cada una; y Tony Yogurt ubicada en Guayaquil y especializada en la elaboración de yogurt y bebidas.

Entre las empresas medianas se encuentran: El Ranchito con una producción de 80 a 100 mil litros diario y Lácteos Tanicuchi, con unos 50 mil litros de leche diarios procesados en yogurt, quesos y leche fluida pasteurizada en funda de polietileno; Ecualac, con una producción de 30 a 40 mil litros de leche diarios; La Finca con unos 15 mil litros. También se encuentra un sin número de plantas artesanales dedicadas a la producciones de quesos frescos con una producción diaria de hasta 10 mil litros diarios. (www.industriaalimenticia.com/articles/85533-la-industria-lactea-en-ecuador)

1.2. Aguas residuales

Las aguas residuales son aquellas aguas en el que su calidad es afectada negativamente por la influencia de las actividades del ser humano tanto por los hogares como por las distintas industrias, estas aguas contienen gran cantidad de sustancias líquidas, residuos sólidos y microorganismos peligrosos que deben ser tratadas para evitar graves problemas de contaminación.

Según su origen las aguas residuales se clasifican en:

- Aguas blancas

Son las aguas que pueden ser de procedencia atmosférica (lluvia, nieve o hielo), del riego y limpieza de calles, parques y lugares públicos. Estas aguas entran por medio de los sumideros al sistema de alcantarillado.

- Aguas residuales domésticas

Son aquellas aguas que proceden de viviendas, establecimientos comerciales y públicos, aguas utilizadas en las cocinas, baños, lavanderías, jardinerías, etc. Estas aguas residuales domésticas se dividen en aguas negras que son las aguas que provienen del inodoro y las aguas grises que son las aguas que provienen de duchas, lavabos de cocinas y baños, lavadora, jardinería, etc. Estas aguas suelen contener gran cantidad de materia orgánica, microorganismos, restos de jabones, detergentes, lejía y grasas.

- Aguas residuales urbanas

Son las aguas que incluyen las aguas residuales domesticas provenientes de viviendas junto con las aguas blancas municipales, está compuesta especialmente de material en suspensión, materia orgánica en suspensión y disuelta además nutrientes compuestos de fosforo y nitrógeno.

- Aguas residuales industriales

Son las aguas que resultan de procesos productivos incluyendo las que provienen de actividades mineras, energéticas, agroindustriales, agrícolas, alimenticias, entre otras. Su composición es muy variable, dependiendo de las diferentes actividades industriales de la que proceden. (García y Pérez 1985, p. 2)

1.2.1. Aguas residuales industriales lácteas

Las aguas residuales lácteas son las aguas que se generan de las industrias dedicadas a la elaboración de quesos, yogurt, manjar, helados, procesamiento, empaque de leche y otros derivados de la leche. Estas aguas residuales se generan por fugas y derrames de materias primas, en el lavado de superficies, en el vertido de las salmueras agotadas y en las limpiezas de los equipos del proceso como tanques, moldes, pasteurizadores, marmitas, mesas, etc.

En una industria láctea el agua es el elemento más consumido debido a que se usa en todo el proceso ya sea para generar vapor para la pasteurización, para realizar y cambiar las salmueras y sobre todo para la limpieza. Las aguas residuales generadas en la industria láctea muestran una contaminación básicamente de carácter orgánico es decir el DQO y DBO son elevadas, contiene una elevada concentración de grasas y además contiene nitrógeno y fósforo, los vertidos muestran una variabilidad alta tanto en caudal como en composición debido a que depende del proceso que se ejecuta y del producto que se prepara. Figura 1-1. (Fresenius y Schneider, 1991, p.154)



Figura 1-1: Descarga del agua residual láctea

Fuente: <https://escrituraenlasprofesiones.wordpress.com/2013/11/08/las-dos-caras-de-la-industria-lactea/>

1.2.2. Características generales de las aguas residuales

El conocimiento e interpretación de resultados de las características de las aguas residuales a estudiar es fundamental para lograr un tratamiento y disposición final adecuada de las aguas. A continuación, se puntualizan los parámetros o características más estudiados en aguas residuales.

1.2.2.1. Características físicas

Sólidos totales

El contenido total de sólidos está compuesto por materia flotante y materia en suspensión, en dispersión coloidal y en disolución. Los sólidos totales se definen como toda materia que queda como residuo después de la evaporación del agua residual.

Turbiedad

Es un parámetro usado para indicar la calidad de las aguas crudas y las aguas tratadas con relación al material en suspensión coloidal, es una medida de las propiedades de dispersión de la luz de las aguas. La medición de la turbiedad se realiza por comparación entre la intensidad de la luz dispersa en una muestra y la luz dispersa por una suspensión de referencia bajo las mismas condiciones.

Conductividad

La conductividad es una medida de la capacidad de una solución o del agua de transportar corriente eléctrica debido a la presencia de especies iónicas, su determinación permite conocer la concentración de iones presentes en el agua.

Temperatura

Es un parámetro importante en las aguas residuales por su efecto en las reacciones química y la velocidad de reacción.

Color

El color en las aguas residuales es causado por los sólidos suspendidos, material coloidal y sustancias en solución. El color causado por los sólidos suspendidos se llama color aparente mientras que el color causado por sustancias disueltas y coloidales se denomina color verdadero.

Olor

El olor de un agua residual fresca es en general inofensivo pero una gran cantidad de compuestos fétidos son liberados cuando se origina la degradación biológica de la materia bajo condiciones anaerobias de las aguas residuales. Los olores pueden ser medidos mediante métodos sensoriales e instrumentales, la medición sensorial empleando el sentido del olfato de los humanos pueden generar información importante, por eso es usado con frecuencia en plantas de tratamiento.

1.2.2.2. Características químicas

Acidez (pH)

Es una medida de la concentración de los iones hidronio (H_3O^+) en el agua, establece el nivel de acidez o alcalinidad del agua, se expresa como el logaritmo negativo de base 10 de la concentración molar del ion hidrógeno ($-\log_{10} [\text{H}^+]$).

Oxígeno disuelto (OD)

Es un parámetro en el que se mide la cantidad de oxígeno gaseoso disuelto (O_2) en el agua o solución acuosa. El oxígeno presente en el agua procede de la disolución del oxígeno atmosférico y de la descomposición de sustancias orgánicas y reacciones químicas.

Demanda química de oxígeno (DQO)

Es la cantidad de oxígeno necesario para oxidar la materia orgánica y transformar de constituyentes orgánicos a productos inorgánicos. Se mide para determinar el grado de contaminación por la presencia de materia orgánica en el agua, se expresa en miligramos de oxígeno diatómico por litro de agua ($\text{mg O}_2/\text{L}$).

Demanda bioquímica de oxígeno (DBO₅)

Es la cantidad de oxígeno necesario para que los microorganismos aerobios puedan oxidar metabólicamente la materia orgánica biodegradable presentes en el agua. El ensayo en condiciones normales se realiza en 5 días de incubación a 20°C de temperatura y se expresa en mg/L O₂.

Carbono orgánico total

Es un parámetro que indica el carbono orgánico total presente en una muestra de agua se determina a través de la medición de la cantidad del dióxido de carbono que se libera después del tratamiento con oxidantes químicos.

Aceites y grasas

Las grasas y aceites son compuestos orgánicos constituidos por ácidos grasos de origen animal, vegetal y además los hidrocarburos del petróleo.

La valoración de grasas y aceites indica el grado de contaminación del agua, en esta determinación no se mide una sustancia específica, sino un grupo de sustancias con las mismas características fisicoquímicas que es la solubilidad. Es por eso que la determinación incluye ácidos grasos, grasas, jabones, ceras, hidrocarburos de bajo y levado peso molecular de origen mineral y cualquier otra sustancia miscible de ser extraído con un solvente.

Nitrógeno y derivados

Las formas inorgánicas del nitrógeno de forma natural incluyen, nitratos, nitritos, amoníaco y nitrógeno molecular, en medio acuático se forman compuestos orgánicos nitrogenados llamados purina y piridinas.

El amoníaco es un gas incoloro altamente soluble en agua, cuando se disuelve en agua forman los iones amonio (NH₄⁺), pero en el agua se establece un equilibrio entre las especies no ionizadas (amoníaco) y las ionizadas (amonio). El termino amonio total se refiere a la determinación de la suma de ambas especies.

Fósforo y derivados

El fósforo elemental normalmente no se encuentra en medio natural pero los ortofosfatos, metafosfatos, pirofosfatos, polifosfatos y fosfatos orgánicamente unidos sí se detectan en aguas residuales y naturales. El fósforo es considerado como un macronutriente esencial siendo acumulado por una gran variedad de organismos vivos.

Cloruros

La presencia de estas especies generalmente es debido a la cloración del agua para su desinfección y de procesos de salinización por aguas marinas.

Sulfatos

Son los iones más comunes que se encuentran en aguas residuales, se requiere para la síntesis de proteínas y se libera en su descomposición.

Las bacterias anaerobias reductoras de sulfatos, utilizan el oxígeno de los sulfatos y producen ácido sulfhídrico o sulfuro de hidrogeno.

1.2.2.3. Características biológicas

Los principales grupos biológicos son los microorganismos y organismos que se encuentran tanto en aguas superficiales como en aguas residuales.

Microorganismos

Los principales microorganismos que se encuentran en las aguas residuales se clasifican en protistas, plantas y animales. En la categoría de protista incluye bacterias, hongos, protozoarios y algas. Los virus se clasifican según el sujeto infectado.

Organismos coliformes y patógenos

Los organismos coliformes y otro tipo de bacterias son evacuados desde el tracto intestinal de los animales superiores de sangre caliente incluido el hombre, los coliformes no son dañinos al hombre, de hecho son útiles para destruir la materia orgánica durante los procesos biológicos en el tratamiento de aguas residuales.

Los organismos patógenos son evacuados por los seres humanos con alguna enfermedad o que sean portadores de alguna enfermedad. Estos organismos causan enfermedades del sistema gastrointestinal en todo el mundo. (Espigares y Pérez, s.f)

1.3. Tratamientos de aguas residuales

En el tratamiento de aguas tanto de potabilización como en el tratamiento de aguas residuales domésticas e industriales comprenden el conjunto de operaciones unitarias de tipo físico, químico y biológico cuya finalidad es la eliminación o disminución de contaminantes o características no deseables de las aguas. El objetivo de estas operaciones es obtener aguas con las características adecuadas dependiendo al uso que se les vaya a dar, por lo que la combinación puntual de los procesos varía en función tanto de las propiedades del agua de partida como de su destino final.

El agua residual doméstica contiene materias orgánicas que se degradan fácilmente con el oxígeno por la presencia de microorganismos, además contienen sustancias coloidales y solubles, como la urea, los sales y los detergentes.

El agua residual industrial contiene materias o sustancias que son producidos en las empresas o son desechos generados de la producción, pueden poseer sustancias orgánicas e inorgánicas, sustancias solubles e insolubles, pueden ser ácidas o básicas, puede estar coloreada o no, pueden contener sustancias tóxicas, las características dependen de los productos que realicen en las empresas.

Las depuradoras de aguas domésticas y urbanas se denominan EDAR (Estaciones depuradoras de aguas residuales) y las depuradoras de aguas residuales industriales se denominan EDARI (Estación depuradora de aguas residuales industriales). (Ramalho, 1996, p.3)

1.3.1. Etapas en el tratamiento de aguas residuales industriales

En la depuración o limpieza de las aguas residuales tanto urbanas como las industriales intervienen por lo general los mismos procesos, aunque varía según las propiedades del agua residual a tratar, costos, disponibilidad de terreno y las exigencias de calidad del agua tratada final.

Cada etapa en el tratamiento tiene una función específica que contribuye al mejoramiento de la calidad del agua respecto a su estado inicial.

Etapas del proceso de tratamiento:

- Tratamiento preliminar

En la etapa preliminar es necesario cumplir dos funciones, el primero, medir y regular el caudal del agua que ingresa a la planta y el segundo, extraer los sólidos flotantes grandes como las grasas y aceites, arenas y los sólidos gruesos. Los aparatos encargados para cumplir estas funciones son las rejillas, tamices, desgrasadores y desarenadores.

- Tratamiento primario

El principal objetivo en el tratamiento primario es remover contaminantes que pueden sedimentar como por ejemplo sólidos sedimentables, sólidos suspendidos y aquellos que pueden flotar como las grasas, por medio de diversos procesos como cribado, flotación, sedimentación simple o asistida por coagulantes y floculantes (coagulación - floculación) o por diversos tipos de oxidación química.

- Tratamiento secundario

Es esencialmente biológico, se emplea de forma masiva para eliminar la contaminación orgánica disuelta. Consisten en la oxidación aerobia de la materia orgánica o su eliminación anaerobia en digestores cerrados.

- Tratamiento terciario

Tiene el objetivo de remover contaminantes específicos, prácticamente tóxicos o compuestos no biodegradables o aún la remoción complementaria de contaminantes no suficientemente removidos en el tratamiento secundario. (Canal de Isabel II Gestión, 2012, p.6-7)

1.4. Tratamiento primario: Coagulación- floculación

El agua puede contener una variedad de impurezas, solubles e insolubles, entre estas últimas destacan las partículas coloidales, las sustancias húmicas y los microorganismos en general. La turbiedad y el color del agua son principalmente causados por partículas muy pequeñas,

llamadas partículas coloidales, que aunque su concentración es muy estable no presentan la tendencia de aproximarse unas a otras, por lo que quedan suspendidas y es necesario la aplicación de un coagulante o floculante que permita aproximarlas y precipitarlas para que sea más fácil retirarlas. (Andía, 2000a)

Para eliminar estas partículas se recurre a los procesos de sedimentación o precipitación mediante coagulación - floculación, se llama coagulación - floculación al proceso por el cual las partículas que contienen el agua se aglutinan en pequeñas masas con peso específico mayores que el agua llamadas floc o flóculos. Hay que distinguir dos aspectos fundamentales en el proceso de coagulación y floculación.

- La desestabilización de las partículas coloidales es decir la remoción de las fuerzas que las mantienen separadas.
- El transporte de las partículas dentro del agua para que hagan contacto, estableciendo puentes entre sí, para formar flóculos.

El primero aspecto se le conoce con el nombre de coagulación y el segundo aspecto como floculación. (Pérez, a, p.41)

1.4.1. Coagulación

El objetivo principal de la coagulación es desestabilizar las partículas coloidales que se encuentran en suspensión para favorecer su aglomeración, resultando fácil la eliminación de materias en suspensión estables; la coagulación no solo elimina la turbiedad y el color, sino también la concentración de las materias orgánicas y los microorganismos.

La coagulación es un proceso de desestabilización química de las partículas coloidales que se producen al neutralizar las fuerzas que los mantienen separados, por efecto de la adición de los coagulantes químicos y la aplicación de la energía de mezclado. En la figura 2-1 se muestra como las sustancias químicas anulan las cargas eléctricas sobre la superficie del coloide, permitiendo que las partículas coloidales se aglomeren formando flóculos.

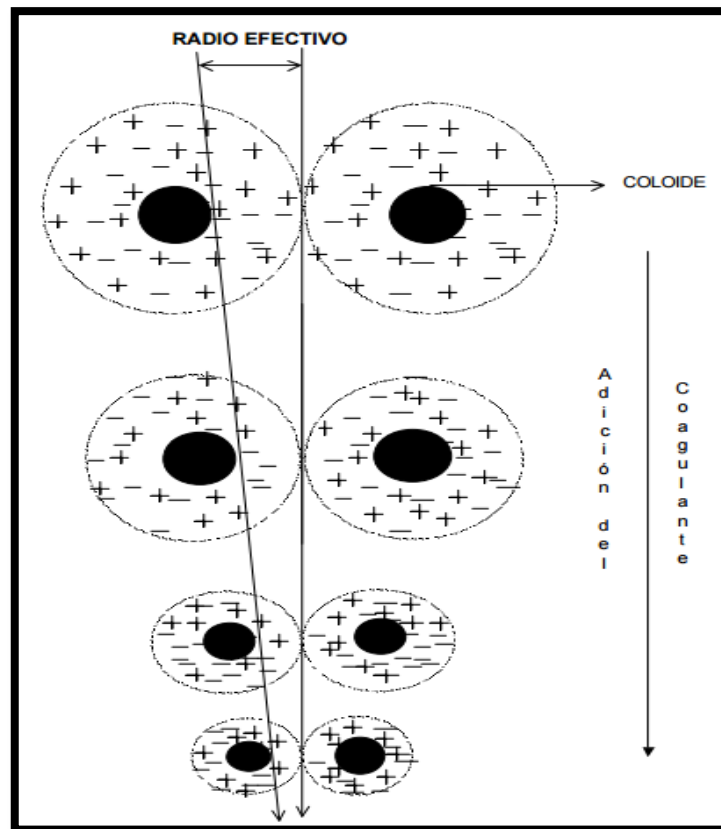


Figura 2-1: Coagulación
Fuente: (Andia, 2000b)

1.4.1.1. Teoría de la coagulación.

Se explica mediante dos modelos:

Modelo físico.

Las partículas que confieren turbiedad y color a las aguas, poseen cargas eléctricas que normalmente son negativas, pero como también existen cargas eléctricas positivas, se puede afirmar que el agua y las soluciones son eléctricamente neutras. Las cargas eléctricas de las partículas generan fuerzas de repulsión entre ellas, por lo cual se mantienen suspendidas y separadas en el agua.

Es por esto que dichas partículas no se sedimentan. El conjunto formado por estas partículas constituye un sistema coloidal, formado por una doble capa de iones, el cual es sometido a un potencial en la superficie inferior del doble lecho, denominado potencial Z. Como se muestra en la figura 3-1 las cargas negativas situadas sobre la superficie de la partícula, llamadas cargas

primarias, atraen los iones positivos del agua, los cuales se adhieren fuertemente a las partículas y atraen a su alrededor iones negativos acompañados de una débil cantidad de iones positivos.

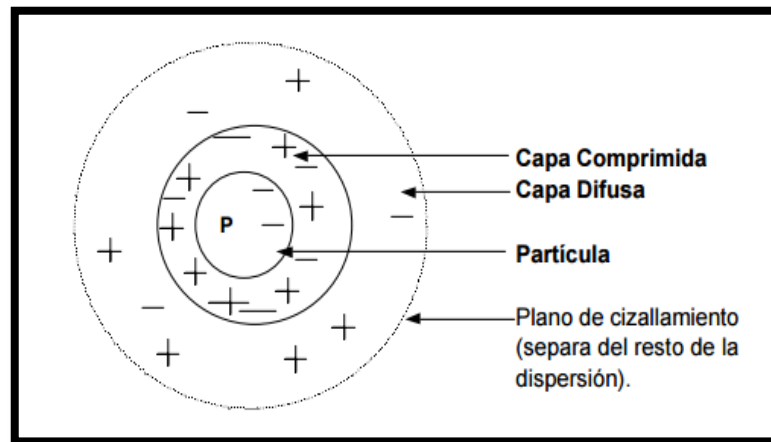


Figura 3-1: Doble capa de una partícula coloidal
Fuente: (Andia, 2000c)

Los iones que se adhieren fuertemente a la partícula y se desplazan con ella, forman la capa adherida o comprimida, mientras que los iones que se adhieren débilmente constituyen la capa difusa, por lo tanto hay un gradiente o potencial electrostático entre la superficie de la partícula y la solución, llamado Potencial Zeta.

Este potencial tiene un valor crítico, por encima del cual los coloides son estables, y por debajo de él, la repulsión en las partículas se reduce a un grado tal que chocando con cierta velocidad pueden unirse y flocular. Para que dos partículas coloidales floculen es necesario que se acerquen a una distancia tal, que la fuerza atracción sea mayor que la fuerza de repulsión, lo cual ocurre cuando el potencial del coloide (potencial Z) baja hasta un valor cercano a cero, llamado punto isoelectrico, lo cual es conseguido si: Se neutraliza la carga del coloide o se disminuye el espesor de la doble capa.

- Coagulación por neutralización de la carga.- Esto ocurre cuando se incorpora iones opuesto y estas desplazan de la capa difusa a los iones responsables del potencial permitiendo que coloides de diferentes signos se mezclen en el agua. Esto es lo que sucede cuando se agrega alumbre o sales de hierro al agua.
- Coagulación por compresión de la doble capa.- Esto se da al aumentar la concentración del coagulante o electrolito (iones y moléculas en solución), se incorporan iones opuestos, hasta hacer el valor del potencial Z inferior al punto crítico.

La disminución de la doble capa es más importante que la neutralización de la carga.

Modelo Químico.

Por otra parte la desestabilización de los coloides que se producen por polímeros no puede explicarse por el modelo de la doble capa, se propuso entonces la teoría del “Puente Químico”.

Desestabilización por puente químico.- Se da cuando al agregar coagulantes al agua, la molécula del polímero queda adherida a la superficie del coloide en uno o más sitios de adsorción dejando extendida en el agua el resto de la cadena (polímeros) a la que pueden pegarse el resto de los coloides. Se establece así el Puente Químico entre dos o más iones, hay un incremento de tamaño y se produce la precipitación.

El fenómeno de la desestabilización se efectúa mediante una serie de reacciones químicas bastante complejas, de las cuales algunas no se han podido entender lo suficiente. Dentro de esas reacciones se encuentran las que se efectúan con las diversas formas de alcalinidad, por lo cual su contenido disminuye. Además, algunas de estas reacciones producen CO₂, cuyo efecto consiste fundamentalmente en el incremento de la acidez del agua y por consiguiente la disminución del pH. (Pérez,b, p.45)

1.4.1.2. Factores que influyen en la Coagulación

- Valencia: Mientras mayor sea la valencia del ion, más efectivo resulta como coagulante.
- Capacidad de cambio: Medida de la tendencia a remplazar cationes de baja valencia por otros de mayor valencia, provocando la desestabilización y aglomeración de partículas en forma muy rápida.
- Tamaño de las partículas: Deben poseer el diámetro inferior a una micra. Las partículas con diámetro entre una y cinco micras, sirven como núcleos de flóculos, en cambio de diámetro superior a cinco micras, son demasiado grandes para ser incorporadas en el floculo.
- Temperatura: La temperatura cambia el tiempo de formación del floculo, mientras más fría el agua, la reacción es más lenta y el tiempo de formación del floculo es mayor.
- Concentración de iones H⁺ o pH: Para cada coagulante hay por lo menos una zona de pH óptima, en la cual una buena floculación ocurre en el tiempo más corto y con la misma dosis de coagulante.
- Relación cantidad-tiempo: La cantidad de coagulante es inversamente proporcional al tiempo de formación del floculo.

- Alcalinidad: La alcalinidad guarda la relación con el pH y por lo tanto el contenido de alcalinidad del agua es uno de los factores por considerar en la coagulación.

1.4.2. Floculación

La floculación consiste en la aglomeración, mediante la agitación moderada del agua, de las partículas que se desestabilizaron durante la coagulación, formando otras de mayor tamaño y peso específico llamados flóculos.

Los objetivos básicos de la floculación son reunir microflóculos para formar partículas con peso específico superior al del agua y compactar el floculo disminuyendo su grado de hidratación para producir baja concentración volumétrica, lo cual produce una alta eficiencia en los procesos posteriores como sedimentación y filtración.

1.4.2.1. Cinética de la floculación

Al agregar un coagulantes a una suspensión coloidal, se inician una serie de reacciones hidrolíticas que adhieren iones a la superficie de las partículas presentes en la suspensión, las cuales tienen así oportunidad de unirse por sucesivas colisiones hasta formar flóculos que crecen con el tiempo. La rapidez con que esto ocurre depende del tamaño de las partículas con relación al estado de agitación del líquido, de la concentración de las mismas y de su grado de desestabilización, que es el que permite que las colisiones sean efectivas para producir adherencia.

Los contactos pueden realizarse por dos modos distintos:

- Floculación Pericinética: Es originada internamente en el líquido debido al movimiento browniano que permite el contacto por bombardeo de las partículas producidos por el movimiento aleatorio de las moléculas del líquido. Influye en partículas de tamaños menores a un micrón. Sólo actúa al comienzo del proceso, en los primeros 6 a 10 s y es independiente del tamaño de la partícula.

- Floculación Ortocinética: Es realizada por la energía comunicada al agua por fuerzas externas como por ejemplo paletas giratorias o estructuras hidráulicas, es decir por contactos por turbulencia del líquido, esta turbulencia causa el movimiento de las partículas a diferentes velocidades y direcciones, lo cual aumenta notablemente la probabilidad de colisión. Efectivo sólo con partículas mayores a un micrón. Actúa durante el resto del proceso, de 20 a 30 min.

1.4.2.2. Factores que influyen en la floculación

- Concentración y naturaleza de las partículas: La velocidad de formación del floculo es proporcional a la concentración de partículas en el agua y del tamaño inicial de estas.
- Tiempo de detención: La velocidad de aglomeración de las partículas es proporcional al tiempo de detención
- Gradiente de velocidad: Este es un factor proporcional a la velocidad de aglomeración de las partículas. Existe un límite máximo de gradiente que no puede ser sobrepasado, para evitar el rompimiento del floculo. El gradiente a través de las cámaras debe ser decreciente y no se deben tener cámaras intermedias con gradientes elevados. (Restrepo 2009, s.f p. 7-10)

1.4.3. Coagulantes

Se pueden clasificar en dos grandes grupos:

- Los polielectrolitos
- Los coagulantes metálicos

Ambos actúan como polímeros, además de la carga eléctrica que poseen.

1.4.3.1. Polielectrolitos

Son compuestos complejos de alto peso molecular que se utilizan no propiamente como coagulantes sino como ayudantes de coagulación. La dosificación de estas sustancias se lleva a cabo en concentraciones muy bajas, lo cual es una gran ventaja y compensa el costo del polímero.

Son polímeros orgánicos sintéticos de gran tamaño molecular, con carga eléctrica neta; son muy eficaces en un amplio rango de pH y, debido a su alto costo, se utilizan junto con coagulantes metálicos. Se clasifican según su carga en:

Catiónicos, con carga positiva: al entrar en contacto con el agua forman aniones, que permiten remover las partículas de carga negativa y son más eficaces a pH bajo.

Aniónicos, que tienen carga negativa: al entrar en contacto con el agua forman cationes, que permiten remover las partículas de carga positiva y son más eficaces a pH alto.

No iónicos, son neutros: al entrar en contacto forman iones positivos y negativos, pero se necesitan dosis mayores en comparación con los anteriores para obtener resultados similares.

1.4.3.2. Coagulantes metálicos

Existen dos tipos, sales de aluminio y sales de hierro. Han sido los más utilizados para el tratamiento del agua cruda, poseen la capacidad de actuar como coagulantes y floculantes y, cuando son disueltos, forman compuestos complejos hidratados. Entre los más utilizados se hallan: sulfato de aluminio (alumbre), sulfato férrico, sulfato ferroso, cloruro férrico y el aluminato de sodio.

1.4.4. Floculantes

Los floculantes llamados también ayudantes de coagulación, son productos cuya acción afecta a la velocidad de reacción o a la calidad del flóculo (flóculo más pesado, más voluminoso y más coherente, pueden clasificarse por su naturaleza en mineral u orgánica, por su origen (sintético o natural) o por el signo de su carga eléctrica (aniónico, catiónico o no iónico).

La sílice activada fue el primer floculante que se empleó, y sigue siendo, en la actualidad, el que mejores resultados puede darles, principalmente si se utiliza junto con sulfato de alúmina. El progreso de la Química Orgánica ha permitido el desarrollo de floculantes orgánicos que son más activos, dentro de estos polímeros tenemos los naturales y los sintéticos, cuyo empleo ha conseguido resultados notables. (Andía, 2000d)

1.4.5. Métodos de evaluación de coagulación - floculación

Flotación con aire disuelto

La flotación con aire disuelto es una forma de tecnología coagulación-floculación que se utiliza como pretratamiento. El empleo de esta técnica antes de la filtración de agua reduce las obstrucciones que causan problemas de mantenimiento de la filtración corriente abajo, está particularmente bien indicada para la eliminación de algas, colores no deseados, y partículas más livianas que se resisten la sedimentación del agua de fuente tratada.

El proceso no funciona bien con aguas con turbidez elevada porque las partículas más pesadas, como el limo y la arcilla, no se pueden hacer flotar fácilmente hasta la superficie del agua, para iniciar el proceso, se agrega al agua fuente un coagulante químico, como sales de hierro, sales de aluminio o polímeros, para volver más fácil la adherencia entre los particulados, los coagulantes funcionan creando una reacción química y eliminando las cargas negativas que causan que las partículas se repelan entre sí.

Después la mezcla coagulante-agua fuente es agitada lentamente en un proceso que se conoce como floculación. La agitación del agua hace que las partículas choquen y se agrupen entre sí para formar grumos o flóculos más grandes que se pueden eliminar fácilmente. El agua floculada se recolecta en un depósito y está sujeta a una gran infusión de diminutas burbujas de aire presurizadas. La acción de estas burbujas fuerza a los grumos o flóculos de partículas hacia la superficie del agua donde se las puede extraer.

La flotación con aire disuelto es una alternativa para la sedimentación, realiza una tarea similar por medio de un método diametralmente opuesto, forzando a los grumos de contaminante hacia la superficie en vez de permitir que se asienten en el fondo.

Floculación-Cloración

Un sistema que incorpora la coagulación-floculación seguida por la cloración ha sido desarrollado como tecnología de punto de uso, especialmente para países en vías de desarrollo. Este proceso usa un paquete pequeño de sulfato ferroso en polvo e hipoclorito de calcio. Un usuario abre el paquete añade el contenido a una cubeta abierta que contiene aproximadamente diez litros de agua, agita la mezcla durante cinco minutos, deja que los sólidos se asienten en el fondo, cuela el agua con un paño de algodón y la trasiega a otro recipiente, y espera 20 minutos para que el cloro desinfecte el agua.

La combinación de eliminación de partículas y desinfección parece producir índices elevados de eliminación de bacterias, virus y protozoos, incluso en aguas con alta turbidez. Hay evidencias considerables de que el sistema ha reducido significativamente las enfermedades diarreicas en varias regiones. Hay además evidencia de que el proceso de floculación ayuda a eliminar el arsénico; sin embargo, estos sistemas no son un sustituto adecuado para los tratamientos centralizados de alta calidad si éstos estuviesen disponibles. (Russbell, s.f)

Ensayos de jarras “Jar Test”

La coagulación química y la dosificación apropiada de reactivos deben ser seleccionadas por la simulación del paso de clarificación en un laboratorio a escala. La Prueba de Jarras es la que mejor simula la química de la clarificación y la operación llevada a cabo. Un arreglo simple de vasos de precipitado y paletas permite comparar varias combinaciones químicas, las cuales todas están sujetas a condiciones hidráulicas similares. Esta prueba se realiza con el fin de determinar la concentración óptima de coagulante necesaria para obtener un floc de las mejores características.

El método convencional para obtener información sobre el proceso de coagulación floculación de un determinado efluente es la realización del ensayo de Jar Test, este procedimiento tiene las ventajas de simplicidad y flexibilidad y simula las tres etapas principales, coagulación, floculación, y sedimentación y además es la que más se aproxima a los procesos de coagulación

floculación a gran escala. El dispositivo experimental es un dispositivo que consiste fundamentalmente en una serie de seis ejes de agitadores de varilla, que tiene la particularidad de girar simultáneamente todos a una misma velocidad regulable y constante, dichos ejes pueden desplazarse en sentido vertical mediante un sistema de embrague. (Aguilar et al. 2002)

1.5. Vegetales

Un vegetal es un ser orgánico que crece y tiene vida aunque no muda de lugar por impulso voluntario. El término también se utiliza para nombrar a todo aquello perteneciente o relativo a las plantas. Los vegetales pueden sintetizar su propio alimento a través de la fotosíntesis, están compuestos por organismos multicelulares (con células eucariotas) y pueden medir desde unos pocos centímetros (como el musgo) hasta varios metros de altura (como ciertos árboles).

El concepto es poco utilizado en el ámbito científico, donde se prefiere hablar de plantas. El uso de la noción de vegetal queda limitado a la comida y a lo referente a la nutrición o la gastronomía.

Los alimentos vegetales incluyen a las hortalizas (como las verduras y los tubérculos) y las legumbres. La lechuga, el tomate, el apio y la cebolla son vegetales. Todos estos tipos de alimentos tienen diversas vitaminas que ayudan al organismo de distintas formas.

No obstante, existen muchos tipos más de vegetales. Así, nos encontramos con las verduras, las frutas, los cereales, los tubérculos, los frutos secos, las algas, las setas, los edulcorantes naturales, las especias y las conocidas como plantas estimulantes que permiten obtener alimentos tales como el café. (Pérez y Merino, 2013)

1.5.1. Composición de las plantas o vegetales

La pared celular está compuesta por diversos elementos, tanto proteicos como lípidos y azúcares. Los componentes de la pared celular se sintetizan en el interior de la célula y son secretados al exterior en vesículas. Cada especie y cada tipo celular tienen una proporción de cada componente única.

Hidratos de carbono de la pared celular.- El componente principal de la pared celular de las plantas es la celulosa y hemicelulosa, ambos polímeros de azúcares. La celulosa es aproximadamente el 20% del peso seco de la pared, aunque puede llegar a suponer el 40%. La celulosa es un polímero de glucosa, unidas por los carbonos 1 y 4 en un enlace beta-glucosídico, muy resistente. Este enlace tan solo pueden romperlo algunas bacterias y hongos especializados, por lo que la mayoría de herbívoros no digieren la glucosa de la celulosa, salvo los rumiantes que presentan estas bacterias en su sistema digestivo.

Las cadenas de celulosa pueden incluir miles de moléculas de glucosa. Estas fibrillas pueden interaccionar unas con otras por enlaces de puente de hidrogeno formando fibras de entre 10 y 25 nm de diámetro. La celulosa forma fibras que pueden interaccionar con la hemicelulosa. La hemicelulosa forma entramados no lineales de otros carbohidratos, como el xiloglicano.

Además de la celulosa en la pared celular otros de los componentes más importantes que encontramos son la lignina y la suberina. Las plantas leñosas son las que acumulan mayor cantidad de lignina en su pared célula. Éstos compuestos están formados por un anillo aromático (fenilpropanoides) y una cola de carbonos variables. Estas moléculas interaccionan entre ellas para formar polímeros. Otro de los carbohidratos más importantes de la pared celular es la pectina. Este compuesto polisacárido no forma fibras. Su componente mayoritario es el ácido D-galacturónico, aunque posee otros carbohidratos. La pectina forma una matriz porosa en el exterior celular, entre la que se colocan el resto de componentes.

Proteínas: la pared celular no está formada tan solo por carbohidratos, en ella también encontramos gran número de proteínas. Éstas son las encargadas de llevar a cabo la mayoría de las funciones enzimáticas y de reconocimiento de la pared. Además en la pared celular se encuentran proteínas con función estructural. Su composición es muy sencilla, estando hechas de tan solo uno o dos aminoácidos, frecuentemente prolinas y glicinas. Las proteínas estructurales interaccionan con los carbohidratos de la pared mediante enlaces covalentes. (Contreras, 2015)

1.5.1.1. Fuente de coagulantes naturales

Son una fuente alternativa con gran potencial aún no explotado suficientemente; se producen de manera espontánea, debido a reacciones bioquímicas que ocurren en animales y en plantas. Por lo general, presentan una mínima o nula toxicidad y, en muchos casos, son productos alimenticios con alto contenido de carbohidratos y de proteínas solubles en agua.

Algunos de ellos tienen propiedades coagulantes o floculantes que actúan de modo similar a los coagulantes sintéticos, aglomerando las partículas en suspensión que contiene el agua cruda, facilitando su sedimentación y reduciendo la turbidez inicial; en muchos lugares son utilizados en forma empírica por nativos para aclarar el agua turbia, con muy buenos resultados. (Guzmán et al 2013, p. 254)

Dentro de esta concepción se propone la utilización de floculantes naturales que sean de fácil manejo y obtención, por ejemplo, los almidones extraídos de maíz, papa, yuca. Los extractos de semillas, hojas y corteza de algunas plantas han sido utilizados exitosamente en diversos países como floculante natural (Christopher y Daniel, 1990).

1.5.1.2. Polímeros naturales

Los polímeros son moléculas gigantes con masas moleculares que van desde miles hasta millones, se encuentran ampliamente distribuidos en la naturaleza. El almidón es un polímero de condensación, formada por cientos de monómeros de glucosa, es un miembro del grupo de los hidratos de carbono de los alimentos básicos y se encuentra en los cereales y los tubérculos. Las moléculas de almidón incluyen dos tipos de polímeros de glucosa, amilosa y amilopectina, siendo este último el componente de almidón en la mayoría de las principales plantas. La amilosa es un polímero de cadena lineal con un promedio de alrededor de 200 unidades de glucosa por molécula.

La celulosa también es un polímero natural, es el principal componente estructural de las plantas, es el compuesto orgánico más abundante en la tierra, y su forma más pura es el algodón natural, se encuentra en las partes leñosas de los árboles, es el material de apoyo en las plantas y las hojas. El glucógeno es una reserva de energía en los animales, es una estructura similar a

la amilopectina, pero en una molécula de glucógeno una rama se encuentra cada 12 unidades de glucosa. El glucógeno se almacena en el hígado y los tejidos del músculo esquelético.

La quitina, es también un polisacárido similar a la celulosa, es el segundo polisacárido más abundante después de la celulosa en la tierra. Está presente en las paredes celulares de los hongos y es la sustancia fundamental en el exoesqueleto de los crustáceos, insectos y arañas.

La principal fuente de quitina es un residuo de mariscos. Los usos comerciales de los residuos de quitina incluye la realización de envoltura de plástico para alimentos comestibles y limpieza de aguas residuales industriales.

Además todas las proteínas son polímeros de condensación de los aminoácidos, existe una inmensa cantidad de proteínas que en la naturaleza, la estructura primaria de una proteína es la secuencia de las unidades de aminoácidos, la estructura secundaria es la forma que asume la columna vertebral de la molécula (la cadena que contiene los enlaces peptídicos). El caucho natural también es un polímero de adición formado por miles de unidades de monómero isopreno, se obtiene del árbol de *Hevea brasiliensis* en forma de látex. (Atkins y Peter, 1987)

CAPÍTULO II

2. MARCO EXPERIMENTAL

2.1. Lugar y pruebas de estudio

La presente investigación se llevó a cabo en los laboratorios de la Facultad de Ciencias de la Escuela Superior Politécnica de Chimborazo; en el laboratorio de Procesos Unitarios donde se realizó la deshidratación y molienda de residuos vegetales; así como también su posterior evaluación (prueba de jarras), en el laboratorio de Calidad de Aguas. La toma de muestra del agua residual láctea se obtuvo de la quesera INNOLAC de la parroquia San Juan, Cantón Riobamba.

2.2. Materiales y equipos

Tabla 1-2: Materiales y equipos

EQUIPOS	MATERIALES
Obtención de residuos vegetales deshidratados	
Balanza analítica	Tamiz
Secador de Bandejas	Cuchillo
Molino de dientes	Crisoles
Mufla	Espátula
Desecador	Platos de aluminio
Estufa	
Equipo Kjeldahl	
Manto calefactor	
Sistema extractor Soxhlet	
Muestreo del agua residual láctea y caracterización	
Balanza analítica	Recipientes de plástico
Digestor de DBO ₅	Litro graduado
Digestor de DQO	Pipetas
Espectrofotómetro HACH DR 2800	Bureta
Conductímetro	Vasos de Precipitación
pH-metro	Pizeta
Colorímetro HACH DR 2800	Matraz Erlenmeyer
Turbidímetro	Caja Petri
Baño María	Peras de Succión
Estufa	
Pruebas de tratabilidad Coagulación – floculación	
Los equipos y materiales para los análisis posteriores a la pruebas de	Recipientes de 1 L ½
	Varillas de agitación de

jarras son la mismas usadas en la caracterización del agua residual láctea.	vidrios Pipetas Vasos plásticos graduados
---	---

Realizado por: Flor Paca, 2017

2.3. Metodología

En la metodología de la investigación incluyen las técnicas y procedimientos que fueron utilizados para llevar a cabo la investigación, el procedimiento de toda la investigación se describe en tres etapas:

- Obtención de los residuos vegetales deshidratados y pulverizados (RVD) de papa, yuca, camote y plátano que se emplearon como coagulantes naturales.
- Obtención de la muestra de agua residual láctea.
- Pruebas de tratabilidad de los RVD mediante pruebas de Jarras en el agua residual procedente de la industria láctea.

2.3.1. Obtención de los residuos vegetales deshidratados y pulverizados

Los RVD se obtuvieron a partir de cáscaras de papas, yucas, camotes y plátanos verdes que fueron desechados de los restaurantes, siguiendo el procedimiento que se describe a continuación.

- Recoger los residuos (cáscaras) de papa, yuca, camote y plátano cada uno por separado.
- Cortar en trozos pequeños y lavar.
- Deshidratar los residuos vegetales en un secador de bandejas de tipo armario (ESPOCH, Ecuador) a una temperatura de 100°C (se realiza a esta temperatura tomando como referencia a los estudios de Alvarado, 2011).
- Deshidratar hasta obtener pesos constantes. En la tabla 2-2 se encuentran los pesos tomados cada 10 minutos hasta pesos constantes.
- Moler en un molino de dientes cada uno de los residuos por separado hasta obtener polvos muy finos. (Si existe trozos que no se han molido pasar por un tamiz).
- Realizar los análisis físico químicos (análisis proximal) respectivos. Los métodos de análisis proximal se describen en numeral 2.3.4.1.

Tabla 2-2: Pesos tomados de los residuos vegetales durante el secado.

Tiempo (min)	Peso de las muestras (Kg)			
	R. Papa	R. Yuca	R. Camote	R. Plátano
0	1	1	1	1
10	0,987	0,981	0,983	0,995
20	0,979	0,973	0,962	0,989
30	0,631	0,563	0,707	0,716
40	0,487	0,357	0,603	0,649
50	0,341	0,232	0,555	0,611
60	0,289	0,180	0,506	0,601
70	0,217	0,180	0,431	0,572
80	0,217	0,180	0,409	0,518
90	0,217	-	0,398	0,491
100	-	-	0,376	0,472
110	-	-	0,357	0,467
120	-	-	0,221	0,451
130	-	-	0,221	0,421
140	-	-	0,221	0,372
150	-	-	-	0,339
160	-	-	-	0,339

Realizado por: Flor Paca, 2017

En la figura 1-2 se muestra las fotografías tomadas durante los procesos de obtención de los residuos vegetales deshidratados y pulverizados (RVD).



Figura 1-2: Avance del proceso de obtención de los residuos vegetales deshidratados

Realizado por: Flor Paca, 2017

2.3.2. Muestreo y obtención del agua residual láctea.

La muestra de agua residual láctea (ARL) se obtiene de la quesera INNOLAC ubicada en la provincia de Chimborazo, cantón Riobamba, Parroquia San Juan, dedicada al procesamiento de quesos pasteurizados semi blandos y mozzarella, con aproximadamente 800 litros de leche en proceso diariamente.

Se utilizó el muestreo compuesto, por las variaciones del caudal y la carga contaminante, debido a que el proceso de elaboración de quesos desde la recolección de la materia prima hasta culminar con el lavado de materiales (finalización del proceso) no es continuo. En la tabla 3-2, se muestran las mediciones del caudal. La medición del caudal se realizó por el método volumétrico por tres días durante toda la jornada de trabajo, obteniendo tres muestras M1, M2, M3 la medición se ejecutó en un intervalo de cada 10 minutos.

La muestra de agua residual láctea fue llevada al laboratorio correspondiente para su caracterización y conocer el grado de contaminación mediante la comparación de los parámetros que se encuentran en la tabla 9, anexo 1, libro VI, TULSMA. La muestra necesaria para la caracterización es de dos litros, y se realizaron los ensayos por triplicado. Las técnicas de medición de los parámetros del agua residual se describen en el numeral 2.3.4.2.

Tabla 3-2: Medición del caudal de una jornada de trabajo.

HORA	VOLUMEN (L)	TIEMPO (s)	CAUDAL (L/s)	CAUDAL PROMEDIO (L/s)	VOLUMEN (L)
Lavado de los materiales para la recolección de la leche					
7:00am	5,03	11	0,457	0,525	944,81
7:10am	5,08	9	0,564		
7:20am	5,01	14	0,358		
7:30am	5,04	7	0,720		
Elaboración de quesos					
12:00 pm	5,01	602	0,008		
12:10 pm	5,03	610	0,008		
12:20 pm	5,04	620	0,008		
12:30 pm	5,01	603	0,008		

12:40 pm	5,03	611	0,008	0,008	58,32
12:50 pm	5,02	612	0,008		
13:00pm	5,01	609	0,008		
13:10 pm	5,02	632	0,008		
13:20 pm	5,03	610	0,008		
13:30 pm	5,04	605	0,008		
13:40 pm	5,08	690	0,007		
13:50 pm	5,04	659	0,008		
Limpieza de la quesera					
14:00pm	5,02	96	0,052	0,053	95,76
14:10pm	5,03	102	0,049		
14:20pm	5,02	92	0,055		
14:30pm	5,04	89	0,057		
PROMEDIO			0,12		
TOTAL					1098,9

Realizado por: Flor Paca, 2017

Para la evaluación de coagulación – floculación se recolecto 70 litros de ARL, a las que se tomaron parámetros físicos químicos iniciales de turbiedad, pH, conductividad, color, sólidos totales (ST), solidos suspendidos totales (SST), DBO₅, DQO y aceites y grasas, los parámetros se tomaron en cada ensayo durante la investigación.

2.3.3. Pruebas de tratabilidad coagulación- floculación con los RVD

Previo a la ejecución de los ensayos se caracterizó la muestra de agua residual inicial a utilizarse con los mismos parámetros que en el numeral 2.3.4.2 y además se preparó las soluciones de referencia de los residuos vegetales.

2.3.3.1. Preparación de las soluciones de referencia de los residuos vegetales

Las soluciones de referencia se prepararon al 2 % al 10% de los RVD con el objetivo de determinar la dosis exacta de efectividad los residuos vegetales como coagulantes.

Las soluciones de referencia de los RVD de papa, yuca, camote y plátano, siguiendo el procedimiento que se describe a continuación:

- Pesar 2 gramos de los residuos vegetales deshidratados y pulverizados de papa, yuca, camote y plátano por separado.

- Disolver los 2 gramos de residuos vegetales pesados por separado (en 4 recipientes con cuello ancho y graduados para facilitar la agitación) con agua destilada y aforar a 100 mL.
- Agitar con una varilla de vidrio hasta disolver las partículas solubles.
- Dejar en reposo las soluciones por 5 minutos.
- Se obtienen cuatro soluciones: solución de residuos de papa, solución de residuos de yuca, solución de residuos de camote y solución de residuos de plátano, todos al 2%.
- De la misma forma preparar las solución de referencia de los residuos de papa, yuca camote y plátano todos al 10%, en total cuatro.
- Usar inmediatamente las soluciones preparadas.

Las soluciones se prepararon cada día durante los días en que se realizó las pruebas de Jarras debido a que las soluciones se biodegradan fácilmente y además se torna pardo debido a la oxidación.

Cabe señalar que solo se utiliza el líquido sobrenadante más no la materia que se sedimenta en el fondo de los recipientes que son las partículas insolubles en agua.

2.3.3.2. *Ensayos de pruebas de Jarras*

Los estudios de coagulación floculación se llevaron a cabo mediante pruebas de jarras, en el que se utilizó recipientes de un litro y varillas de agitación de vidrio. Para efectuar las pruebas de jarras, el agua residual láctea se filtró por un tamiz para retener partículas de gran tamaño como residuos de quesos e impurezas.

Las pruebas se realizaron con un litro de ARL en cada recipiente y a una agitación de aproximadamente 90 rpm por 2 minutos y después una agitación lenta por 5 minutos, se dejaron sedimentar los flóculos hasta que ya no se observe flóculos suspendidos (se determinó el tiempo de sedimentación). Todos los ensayos se realizaron a temperatura ambiente y se utilizó ácido cítrico e hidróxido de sodio 1N para ajustar el pH. A continuación se describe los ensayos en dos etapas.

PRIMERA ETAPA

En la primera etapa las pruebas se realizaron con el objetivo de encontrar las dosis exacta de los RVD para la formación de flóculos y determinar el residuo vegetal con mejores resultados como coagulante natural.

Se preparó 4 jarras con 1 litro de agua residual láctea en el que se fue agregando dosis de 1mL hasta 10 mL (0-1 g/ L) de las solución al 2% de residuos de papa, yuca, camote y plátano y de la misma manera 4 jarras de un litro para realizar las pruebas de jarras con las soluciones de los residuos vegetales al 10% con dosis de 1 mL a 10 mL(0 a 1g/L) añadiendo los volúmenes progresivas que se muestra en la tabla 4-2 hasta encontrar la dosis exacta de los residuos vegetales.

Para determinar la dosificación en g/ L se realiza mediante la fórmula:

$$C_i V_i = C_f V_f$$

Ecuación 1-2

Donde:

C_i = Concentración de la soluciones de referencia preparadas (2y10) %

V_i = Volumen a añadir en las jarras (1mL hasta 10mL).

C_f = Concentración de la dosificación de la solución de residuos vegetales.

V_f = Volumen de agua residual a analizar. (1L)

Tabla 4-2: Dosificaciones de los residuos vegetales en g/L

Solución al 2%		Solución al 10%	
V_i (mL)	C_f (g/L)	V_i (mL)	C_f (g/L)
1	0,02	1	0,1
2	0,04	2	0,2
3	0,06	3	0,3
4	0,08	4	0,4
5	0,10	5	0,5

6	0,12	6	0,6
7	0,14	7	0,7
8	0,16	8	0,8
9	0,18	9	0,9
10	0,2	10	1

Realizado por: Flor Paca, 2017

Durante el proceso de coagulación-floculación a cada volumen de soluciones de los RVD añadidos se procedió a observar y verificar los tipos de flóculos según el índice de floculación de Willcomb, tiempo de formación de los flóculos y medición de la turbiedad. Una vez encontrada la dosis óptima de las soluciones de residuos vegetales, se dejó en reposo las jarras codificadas 1, 2, 3, 4 y se observó el tiempo de sedimentación.

Después de la sedimentación, se procedió a realizar comparaciones mediante la observación visual de: cambio en turbiedad y color entre las jarra 1,2,3 y 4 tratadas con los residuos vegetales con la dosificación óptima de coagulación floculación que se encontró y la muestra de agua residual inicial.

Seguidamente para validar los resultados visibles se retiró el agua que se encontraba debajo del sobrenadante y sobre los sólidos sementados, con una pipeta para medir los parámetros: pH, turbiedad, color y SST, se compararon los resultados entre los tratamientos y también con el agua residual láctea inicial, de esa manera se estableció el residuo vegetal con mejor potencial para remover la turbiedad y los sólidos suspendidos totales.

SEGUNDA ETAPA

En la segunda etapa una vez determinado el mejor coagulante natural y la dosis exacta con respecto a los otros residuos vegetales analizados, se usó un coadyuvante de floculación que es el polímero aniónico, en la concentración (0,5%) y volumen a utilizarse (0,5mL) en cada jarra, para obtener mejores resultados en tiempo de floculación-coagulación.

Considerando la cantidad de RVD con mejores resultados y el polímero aniónico se procedió a variar el pH del agua residual láctea, este ensayo se hizo por triplico para validar los resultados de los parámetros (Tabla 5-2), aplicando un diseño experimental completamente al azar de un factor. Los datos se analizaron a través del análisis de varianza de un factor (ANOVA) al 95% de confianza, y una prueba de comparación de medias, para determinar qué tratamientos son diferentes estadísticamente.

Tabla 5-2: Parámetros a controlar en el tratamiento de la segunda etapa

Coagulante: 10mL de solución residuos de plátano Concentración: 10% Coadyuvante: 0,5mL de polímero aniónico Concentración: 0,5 % Tiempo de agitación= 5 min. rápida y lenta 2 min Velocidad de agitación= 90 rpm rápida y 12 rpm lenta.		
Tratamientos	Parámetros a medir	Parámetros a observar
ARL sin tratamiento	pH Conductividad Turbiedad Color SST ST DBO5 DQO Aceites y grasas	Tipo de flóculos Tiempo de formación de flóculos Tiempo de sedimentación.
ARL sin ajuste de pH.		
ARL a pH ácido (4-5)		
ARL a pH básico (9-10)		

Realizado por: Flor Paca, 2017

2.3.4. Técnicas

2.3.4.1. Técnicas del análisis proximal de los residuos vegetales deshidratados.

Se determinaron los porcentajes de humedad, ceniza, proteínas, fibra, carbohidratos y grasas totales de los residuos vegetales deshidratados.

Tabla 6-2: Determinación del porcentaje de humedad

Fundamento	Materiales	Procedimiento	Cálculo
<p>Método: Pérdida por calentamiento.</p> <p>Es el método para determinar la cantidad de agua presente en una muestra, se basa en la pérdida de peso de la muestra por calentamiento en la estufa, refiriendo su peso al peso total de la muestra y expresada como porcentaje.</p>	<p>Estufa</p> <p>Balanza analítica</p> <p>Desecador</p> <p>Crisoles.</p>	<p>Pesar en unos crisoles previamente tarados 5 gramos de de residuos vegetales deshidratados pulverizados.</p> <p>Colocar los crisoles con la muestras en la estufa y mantener la temperatura a 105°C, durante 4 a 5 h.</p> <p>Después del tiempo requerido, transferir el crisol al desecador y esperar a que alcance la temperatura ambiente.</p> <p>Pesar en la balanza analítica.</p>	<p>%Humedad= $\frac{m_2 - m_1}{m} * 100$</p> <p>Donde:</p> <p>m1= peso del crisol</p> <p>m2 = peso del crisol con la muestra seca.</p> <p>m= peso de la muestra</p>

Realizado por: Flor Paca, 2017

Fuente: NTE INEN 518

Tabla 7-2: Determinación de cenizas

Fundamento	Materiales	Procedimiento	Cálculo
Las cenizas están constituidas por el residuo inorgánico que queda después de que la materia orgánica se ha quemado. Las cenizas obtenidas no tienen necesariamente la misma composición que la materia mineral presente en el alimento original, ya que pueden existir pérdidas por volatilización o alguna interacción entre los constituyentes.	<p>Crisoles</p> <p>Mufla</p> <p>Desecador</p> <p>Balanza analítica</p>	<p>Tarar el crisol introduciéndolo a la mufla a $550^{\circ}\text{C} \pm 25^{\circ}\text{C}$ aproximadamente durante 1 hora.</p> <p>Poner el crisol al desecador y dejar enfriar hasta temperatura ambiente.</p> <p>Pesar el crisol vacío y 5 gramos de muestra.</p> <p>Incinere la muestra en un reverbero hasta que no emita humo y las paredes del crisol estén blancas.</p> <p>Introducir el crisol con la muestra calcinada a la mufla a $550^{\circ}\text{C} \pm 25^{\circ}\text{C}$ aproximadamente, por 1 hora.</p> <p>Sacar el crisol de la mufla e introducirlo a una estufa a $125^{\circ}\text{C} \pm 5^{\circ}\text{C}$, durante al menos 15 minutos.</p> <p>Pasar el crisol al desecador y dejar enfriar hasta temperatura ambiente.</p> <p>Determinar el peso del crisol con la muestra calcinada.</p>	<p>$\% \text{Ceniza} = \frac{C-A}{B-A} * 100$</p> <p>Donde:</p> <p>A= masa del crisol vacío en gramos.</p> <p>B= masa del crisol y la muestra seca en gramos.</p> <p>C= masa del crisol y la muestra calcinada en gramos.</p>

Realizado por: Flor Paca, 2017

Fuente: NTE INEN 520

Tabla 8-2: Determinación de proteínas

Fundamento	Materiales	Procedimiento	Cálculo
<p>Método Kjeldahl.</p> <p>El método se basa en la destrucción de la materia orgánica con ácido sulfúrico concentrado, formándose sulfato de amonio que en exceso de hidróxido de sodio libera amoníaco, el que se destila recibiendo en:</p> <p>a) Ácido sulfúrico donde se forma sulfato de amonio y el exceso de ácido es valorado con hidróxido de sodio en presencia de rojo de metilo, o b) Ácido bórico formándose borato de amonio el que se valora con ácido clorhídrico.</p>	<p>Balanza analítica, sensibilidad 0.1 mg.</p> <p>Equipo Kjeldahl</p> <p>Manto calefactor</p>	<p>☐ Mineralización.</p> <p>Pesar con precisión de 1 mg, aproximadamente, 1 g de muestra e introducir en el matraz de mineralización. Añadir 10 a 15 g de sulfato potásico, 0,3 a 0,4 g del catalizador óxido de cobre a 0,9 a 1,2 g de sulfato cúprico, 25 cm³ de ácido sulfúrico y algunos núcleos de ebullición.</p> <p>Homogenizar.</p> <p>Calentar el matraz inicialmente con moderación, agitando, de vez en cuando, hasta carbonización de la masa y desaparición de espuma, calentar más intensamente hasta ebullición, evitando el sobrecalentamiento y adherencia de partículas orgánicas. Cuando la solución aparece transparente e incolora (verde claro en presencia de catalizador a base de cobre), mantener la ebullición una hora, dejando enfriar a continuación.</p> <p>☐ Destilación.</p> <p>Añadir con precaución y agitando 250 a 350 cm³ de agua, comprobando que los sulfatos estén disueltos totalmente.</p> <p>Dejar enfriar, añadir algunos gránulos de cinc y algunas gotas de indicador de fenolftaleína.</p> <p>Introducir en el matraz colector del equipo de destilar 25 cm³ exactamente medido, de ácido sulfúrico 0,1 N ó 0,5N, según que el producto sea pobre o rico en materias nitrogenadas y algunas gotas de indicador rojo de metilo.</p> <p>Unir el matraz al refrigerante del equipo de destilación, sumergiendo la parte extrema de éste en el líquido del matraz colector por lo menos 1 cm. Introducir lentamente en el matraz, por medio de un embudo con llave, 120 cm³ de solución de hidróxido de sodio, al 30% o más cantidad, si</p>	<p>PT</p> $= \frac{1,4 * 6,25 (V N V' N')}{m}$ <p>Donde:</p> <p>PT = contenido de proteína total</p> <p>V = volumen, en cm³ de ácido sulfúrico introducido en el vaso</p> <p>N = normalidad de la solución de ácido sulfúrico</p> <p>V' = volumen, en cm³ de NaOH consumido en la valoración</p> <p>N' = normalidad de la solución de NaOH.</p> <p>m = masa de la muestra, en gramos</p>

		<p>fuera necesario, debiéndose mantener la coloración roja, hasta el fin de la destilación.</p> <p>Calentar el matraz de manera que se destile 150 cm³ de líquido en 30 minutos. Después de este tiempo comprobar la neutralidad del destilado por medio del papel de tornasol. Si la reacción es alcalina, continuar con la destilación hasta que el papel de tornasol indique neutralidad en la solución. Al final de la destilación, observar, de vez en cuando, la coloración de la solución en el colector. Si vira a amarillo, añadir enseguida un volumen exactamente medido de ácido sulfúrico. 0,1 N ó 0, 5N. 5.</p> <p>☐ Valoración.</p> <p>Valorar en el matraz colector el exceso de ácido sulfúrico con la solución de hidróxido sódico 0,1 N ó 0,25N, según la normalidad del ácido sulfúrico utilizado hasta que la solución vire al amarillo claro.</p>	
--	--	--	--

Realizado por: Flor Paca, 2017

Fuente: NTE INEN 1670

Tabla 9-2: Determinación de la grasas total

Fundamento	Materiales	Procedimiento	Cálculo
------------	------------	---------------	---------

Una cantidad previamente homogeneizada, medida o pesada del alimento se somete a una hidrólisis ácida con HCL concentrado para separar la materia grasa de los hidratos de carbono o proteínas, la que luego es absorbida por la celite. Posteriormente, se realiza la extracción total de la materia grasa por soxhlet.	Matraz erlenmeyer de 250 mL Perlas de vidrio Sistema refrigerante Baño termoregulado Sistema de filtración con vacío Papel filtro o dedal de celulosa, pipeta Sistema extractor Soxhlet Manto calefactor Estufa de aire a $103 \pm 2^{\circ}\text{C}$ Balanza analítica Material usual de laboratorio	Preparación de la muestra: <p>Pesar en un matraz erlenmeyer de 250 mL entre 2 a 5 gramos de muestra, previamente homogeneizada, adicionar 10 mL de agua y 10 mL de ácido clorhídrico más algunas perlas de ebullición.</p> <p>Conectar al sistema refrigerante, calentar por 45 minutos, agitando a intervalos de 10 minutos.</p> <p>Preparar una suspensión que contenga 3 gramos de celite en 20 mL de agua</p> <p>Una vez terminado el calentamiento, adicionar 1 gramo de celite y agitar.</p> <p>Proceder a filtrar al vacío por medio de un embudo Buchner con papel filtro, adicionados de la suspensión de celite preparada previamente.</p> <p>Secar el papel filtro con la celite y la grasa adsorbida en estufa a $103 \pm 2^{\circ}\text{C}$ por 1 hora y extraer la grasa por Soxhlet.</p> <p>Determinación por Soxhlet</p> <p>Incorporar la muestra hidrolizada y seca a un dedal de celulosa o envolver en papel filtro.</p> <p>Colocar el dedal en el tubo de extracción y adicionar el solvente al matraz previamente tarado.</p> <p>Extraer la muestra con solvente por 6 a 8 horas a una velocidad de condensación de 3-6 gotas/seg.</p> <p>Cuando se completa la extracción eliminar el solvente en rotavapor o evaporando con precaución bajo campana, hasta que se evapore todo el éter.</p> <p>Secar el matraz en estufa a $103 \pm 2^{\circ}\text{C}$ por 30 min, enfriar en desecador y pesar.</p>	$\% \text{ grasa cruda} = \frac{m_2 - m_1}{m}$ <p>Donde :</p> <p>m = peso de la muestra.</p> <p>m1 = tara del matraz solo.</p> <p>m2 = peso matraz con grasa.</p>
--	---	--	---

Realizado por: Flor Paca, 2017

Fuente: NTE INEN 523

Fundamento	Materiales	Procedimiento	Cálculo
También se la denomina Fibra Cruda y pretende ser un estimador de los CH estructurales. Se determina mediante hidrólisis con H ₂ SO ₄ y NaOH, pretendiendo simular una digestión ácida (estómago) y una alcalina (intestino), por lo cual representaría la fracción indigestible de los CH. Sin embargo, no toma en cuenta la capacidad de los m.o. para digerir CH estructurales. Parte de la celulosa, hemicelulosa y lignina es disuelta y algunos compuestos nitrogenados quedan en el residuo. A pesar de la imprecisión con la cual estima el contenido de CH estructurales, a mayor FB menor digestibilidad.	Estufa Desecador Aparato de extracción tipo Soxhlet u otro similar Cápsula de porcelana o de sílice. Mufla Embudo de 12 cm de diámetro Matraz Erlenmeyer de 1 000 cm ³ Filtro de succión. Pipeta volumétrica, de 25 cm ³ . Aparato de digestión	<p>Pesar, con aproximación al 0,1 mg, 3 g de muestra y transferir a un dedal de porosidad adecuada, tapar con algodón, colocar en la estufa calentada a $130 \pm 2^{\circ}\text{C}$, por el tiempo de una hora. NTE INEN 522 1980-12 - 3- 1980-0080 7.3 Transferir al desecador el dedal que contiene la muestra, dejar enfriar hasta temperatura ambiente.</p> <p>Colocar en el aparato Soxhlet y llevar a cabo la extracción de la grasa, con una cantidad suficiente de éter anhidro; el tiempo de extracción será de cuatro horas, si la velocidad de condensación es de 5 a 6 gotas por segundo, o por un tiempo de 16 h, si dicha velocidad es de 2 a 3 gotas por segundo. Sacar el dedal con la muestra sin grasa, dejar en el medio ambiente para que se evapore el solvente, colocarlo en la estufa y llevar a una temperatura de 100°C, por el tiempo de dos horas. Pesar, con aproximación al 0,1 mg, aproximadamente 2 g de la muestra desengrasada y transferir al balón de precipitación de 600 cm³, con mucho cuidado.</p> <p>Agregar aproximadamente 1 g de asbesto preparado, 200 cm³ de solución hirviendo, 0,255 N de ácido sulfúrico, una gota de antiespumante diluido o perlas de vidrio.</p> <p>Colocar el balón de precipitación y su contenido en el aparato de digestión, dejar hervir durante 30 min exactos, girando el balón periódicamente, para evitar que los sólidos se adhieran a las paredes.</p> <p>Filtrar a través de la tela de tejido fino puesta en el embudo, el que, a su vez, se coloca en el Erlenmeyer de 1 000 cm³, lavar el residuo con agua destilada caliente, hasta que las aguas de lavado no den reacción acida. Colocar el residuo en el balón de precipitación, agregar 200 cm³ de solución 0,313 N de hidróxido de sodio hirviendo, colocar en el aparato de digestión y llevar a ebullición durante 30 min exactos.</p> <p>Filtrar a través de la tela de tejido fino, lavar el residuo con 25 cm³ de la solución 0,255 N de ácido sulfúrico hirviendo y luego con agua destilada hirviendo, hasta que las aguas de lavado no den reacción alcalina.</p> <p>El residuo es transferido cuantitativamente al crisol de Gooch que contiene asbesto, y previamente pesado, agregar 25 cm³ de alcohol etílico poco a poco y filtrar aplicando el vacío.</p> <p>Colocar el crisol Gooch y su contenido en la estufa calentada a $130 \pm 2^{\circ}\text{C}$ por el tiempo de dos horas, transferir al desecador, dejar enfriar a temperatura ambiente y pesar.</p> <p>Colocar el crisol con la muestra seca en la mufla e incinerar a una temperatura de $500 \pm 50^{\circ}\text{C}$, por el tiempo de 30 min; enfriar en desecador y pesar.</p>	<p>% FC = $[(W1 - W2)/W0] \times 100$</p> <p>Donde:</p> <p>W0 = Peso de la muestra</p> <p>W1 = Peso del crisol + muestra digerida y seca - peso del papel filtro.</p> <p>W2 = Peso del crisol + cenizas</p>

Tabla 10-2: Determinación de fibra

Realizado por: Flor Paca, 2017

Fuente: NTE INEN 522

Tabla 11-2: Determinación de carbohidratos

Fundamento	Materiales	Procedimiento	Cálculo
Se determina luego de obtener los porcentajes de humedad, cenizas, grasa, proteína y fibra cruda.	-	Todos los ensayos para obtener ceniza, grasa, proteínas, fibra y humedad.	$\% \text{ de carbohidratos} = 100 - (\% \text{ humedad} + \% \text{ de cenizas} + \% \text{ de grasa} + \% \text{ de proteína} + \% \text{ fibra cruda})$.

Realizado por: Flor Paca, 2017

2.3.4.2. Técnicas para la determinación de las características del agua residual inicial y tratada.

Se determinaron el pH, turbiedad, color, SST, ST, DBO₅, DQO y aceites y grasas.

Tabla 12-2: Determinación del potencial hidrógeno

Fundamento	Materiales	Procedimiento	Cálculo
El pH indica la intensidad de las características ácidas o básicas del agua.	Medidor de pH o pHmetro	Realizar la medida con una agitación moderada para disminuir la entrada de dióxido de carbono y suficiente como para homogeneizar la muestra. Una vez finalizada enjuagar y secar suavemente los electrodos y proceder a ubicarlos en la solución de preserva de los mismos.	Reportar los resultados en unidades de pH con una precisión de 0.1 y la temperatura con una precisión de 1 °C.

Realizado por: Flor Paca, 2017

Fuente: STANDARD METHODS, edición 17

Tabla 13-2: Determinación de la turbiedad

Fundamento	Materiales	Procedimiento	Cálculo
<p>Método HACH.</p> <p>La turbiedad proporciona una valoración de la concentración de sólidos suspendidos totales que se encuentran en el agua.</p>	<p>Tubímetro</p> <p>Pizeta.</p> <p>Celda.</p>	<p>Encender el turbidímetro</p> <p>Colocar la muestra de agua en la celda</p> <p>Colocar la celda en el turbidímetro y tapar con la tapa hasta medir los resultados automáticamente.</p> <p>Sacar la muestra y lavar la celda.</p>	<p>Leer directamente el valor en el turbidímetro.</p>

Realizado por: Flor Paca, 2017

Fuente: STANDARD METHODS, edición 17

Tabla 14-2: Determinación del color

Fundamento	Materiales	Procedimiento	Cálculo
El color en el agua puede ser el resultado de la presencia de iones metálicos naturales, humus, turba, plancton, vegetales y desechos industriales. El color es eliminado del agua para que pueda ser utilizada	Espectrofotómetro Cubetas	Colocar el blanco en una cubeta con 10mL de agua destilada Colocar en la cubeta de análisis 10mL de la muestra de agua Colocar el blanco en la celda espectrofotómetro Seleccionar la opción color y encerrar, sacar Colocar la muestra de agua y medir.	-

Realizado por: Flor Paca, 2017

Fuente: STANDARD METHODS, edición 17

Tabla 15-2: Determinación de los sólidos suspendidos totales

Fundamento	Materiales	Procedimiento	Cálculo
Determina la cantidad de solidos suspendidos en el agua, los sólidos que se encuentran suspendidos en su mayoría son coloides.	Espectrofotómetro Cubetas	Colocar el blanco en una cubeta con 10mL de agua destilada Colocar en la cubeta de análisis 10mL de la muestra de agua Colocar el blanco en la celda espectrofotómetro Seleccionar la opción solidos suspendidos totales y encerar, sacar Colocar la muestra de agua y medir.	-

Realizado por: Flor Paca, 2017

Fuente: STANDARD METHODS, edición 17

Tabla 16-2: Determinación de sólidos totales

Fundamento	Materiales	Procedimiento	Cálculo
Los sólidos totales son los residuos resultantes luego de la evaporación y secado de la muestra en una estufa a 103-105°C. Los sólidos totales incluyen volátiles y fijos.	<p>Cápsulas de porcelana o vidrio.</p> <p>Baño de agua, con soporte para las cápsulas Estufa para operar a 103-105°C.</p> <p>Mufla para operar a 550 ± 50°C.</p> <p>Desecador</p> <p>Balanza analítica.</p> <p>Probetas</p>	<p>Colocar las cápsulas en mufla a 550 ± 50°C durante 1 hora.</p> <p>Dejar enfriar en desecador y pesar antes de su uso.</p> <p>Tomar un volumen de muestra homogeneizada que de un residuo seco entre 2.5 y 200 mg. Verter el volumen medido en la cápsula preparada y evaporar en el baño de agua a sequedad. Evitar pérdidas de la muestra por ebullición.</p> <p>Secar la muestra en estufa a 103-105°C durante 1 hora. Enfriar en desecador y pesar. Repetir el ciclo de secado, enfriado en desecador y pesado hasta que se obtenga peso constante o que la pérdida de peso sea menor al 4 % que el peso previo o menos de 0.5 mg (el que sea menor).</p> <p>Calcinar la muestra en mufla a 550 ± 50°C durante 1 hora. Enfriar en desecador y pesar. Repetir el ciclo de secado, enfriado en desecador y pesado hasta que se obtenga peso constante o que la pérdida de peso sea menor al 4 % que el peso previo o menos de 0.5 mg (el que sea menor).</p>	<p>$ST = (P2 - P1) / V * 100$</p> <p>Donde:</p> <p>ST = sólidos totales en mg/L</p> <p>P1 = peso de la cápsula preparada en mg.</p> <p>P2 = peso de la cápsula más el residuo seco a 103-105°C en mg.</p> <p>V = volumen de muestra tomado en mL.</p>

Realizado por: Flor Paca, 2017

Fuente: STANDARD METHODS, edición 17

Tabla 17-2: Determinación de la Demanda Bioquímica de Oxígeno (5días)

Fundamento	Materiales	Procedimiento	Cálculo
La demanda bioquímica de oxígeno (DBO) es la cantidad de oxígeno consumido para la degradación bioquímica de la materia orgánica contenida en la muestra, durante un intervalo de tiempo específico y a una temperatura	<p>Matraz aforado</p> <p>Agitador magnético</p> <p>Tapón del matraz</p> <p>Estufa</p>	<p>La técnica utilizada de medición es la siguiente: Se introduce un volumen definido de la muestra líquida en un recipiente opaco que evite que la luz pueda introducirse en su interior, se introduce un agitador magnético en su interior, y se tapa la boca de la botella con un capuchón de goma en el que se introducen algunas lentejas de sosa. Se cierra la botella con un sensor piezoeléctrico, y se introduce en una estufa refrigerada a 20°C.</p> <p>Las bacterias irán oxidando la materia orgánica del interior de la disolución, con el consecuente gasto de oxígeno del interior de la botella. Estas bacterias, debido al proceso de respiración, emitirán dióxido de carbono que será absorbido por las lentejas de sosa. Este proceso provoca una disminución interior de la presión atmosférica, que será medida con el sensor piezoeléctrico.</p> <p>En detalle:</p> <p>Introducir un volumen conocido de agua a analizar en un matraz aforado y completar con el agua de dilución.</p> <p>Verificar que el pH se encuentra entre 6-8. (En caso contrario, preparar una nueva dilución llevando el pH a un valor próximo a 7 y después ajustar el volumen)</p> <p>Llenar completamente un frasco con esta solución y taparlo sin que entren burbujas de aire.</p> <p>Preparar una serie de diluciones sucesivas.</p> <p>Conservar los frascos a 20 °C ± 1 °C y en la oscuridad.</p> <p>Medir el oxígeno disuelto subsistente al cabo de 5 días.</p> <p>Practicar un ensayo testigo determinando el oxígeno disuelto en el agua de dilución y tratar dos</p>	<p>$DBO = F (T_0 - T_5) - (F - 1)(D_0 - D_5)$</p> <p>Donde:</p> <p>D0 = Contenido de oxígeno (mg/l) del agua de dilución al principio del ensayo.</p> <p>D5 = Contenido medio de oxígeno (mg/l) del agua de dilución al cabo de 5 días de incubación.</p> <p>T0 = Contenido de oxígeno (mg/l) de una de las diluciones de la muestra al principio del ensayo.</p> <p>T5 = Contenido de oxígeno (mg/l) de una de las diluciones de la muestra al cabo de 5 días de incubación.</p> <p>F = Factor de dilución.</p> <p>Valores por encima de 30 mgO₂/litro pueden ser indicativos de contaminación en aguas continentales, aunque las aguas residuales pueden alcanzar una DBO</p>

determinada.		matraces llenos de esta agua como se indicó anteriormente. Determinar el oxígeno disuelto. En el curso del ensayo testigo, el consumo de oxígeno debe situarse entre 0,5 y 1,5 g/l. En el caso contrario, la inoculación con el agua destilada no es conveniente y se necesitará modificar la preparación. Para la determinación de oxígeno disuelto (OD) se puede emplear cualquiera de los dos métodos establecidos en la norma mexicana NMX-AA-012-SCFI.	de miles de mgO ₂ /litro.
--------------	--	---	--------------------------------------

Realizado por: Flor Paca, 2017

Fuente: STANDARD METHODS, edición 17

Tabla 18-2: Determinación de la Demanda Química de Oxígeno

Fundamento	Materiales	Procedimiento	Cálculo
------------	------------	---------------	---------

La demanda química de oxígeno (DQO) es la medida de oxígeno equivalente a la materia orgánica que es susceptible a ser oxidada por un oxidante químico fuerte, en condiciones específicas de temperatura y tiempo.	<p>Espectrofotómetro o colorímetro, longitud de onda 600 nm. Con adaptador de celda (tubos de digestión) de 25 mm de diámetro.</p> <p>Digestor: block de aluminio con huecos para alojar tubos de 25 mm de diámetro y que opere a $150 \pm 2^\circ\text{C}$.</p> <p>Tubos de digestión: tubos de borosilicato con tapa de rosca resistente al calor y contratapa de teflón, de 50 mL de capacidad y 25 mm de diámetro.</p> <p>Matraces aforados de 1000 mL.</p> <p>Pipetas aforadas de 1, 2, 3, 4, 5, 10 mL.</p> <p>Pipetas graduadas de 10 mL.</p>	<p>Curva de calibración:</p> <p>a) Pipetear en 7 tubos de digestión: 1, 2, 3, 4, 5, 8 y 10 mL de la solución estándar de KHP y completar un volumen final de 10 mL con agua destilada. Estas soluciones corresponden a 50, 100, 150, 200, 250, 400, 500 mg O₂/L respectivamente.</p> <p>b) Hacer un blanco de reactivos, pipeteando 10 mL de agua destilada en un tubo de digestión.</p> <p>c) Agregar a cada tubo de digestión 6 mL de solución de digestión (y 14 mL de solución de ácido sulfúrico).</p> <p>d) Tapar bien los tubos de digestión y agitarlos vigorosamente. Colocar los tubos en el digestor a 150°C durante 2 horas. Enfriar los tubos a temperatura ambiente colocándolos en una gradilla. La gradilla debe ser adecuada para no deteriorar la calidad del vidrio de los tubos, los que se usan como celda en el espectrofotómetro.</p> <p>e) Invertir los tubos varias veces y esperar a que el sólido sedimente. f) Descartar los tubos de digestión cuya solución posea color verde. Leer la absorbancia a 600 nm.</p> <p>g) Graficar la absorbancia versus mg O₂/L y trazar la mejor recta. Hacer una curva de calibración por cada lote de reactivos preparados.</p> <p>Determinación:</p> <p>a) Pipetear 10 mL de muestra o una dilución adecuada en un tubo de digestión.</p> <p>b) Seguir los pasos descritos en la curva de calibración c), d) y e).</p> <p>c) Si la solución digerida posee color verde repetir los pasos anteriores con una dilución mayor de la muestra.</p> <p>d) Leer la absorbancia a 600 nm.</p>	$DQO, mg \frac{O_2}{L} = \frac{Cx10}{T}$ <p>Donde:</p> <p>C = mg O₂/L de la muestra leídos de la curva de calibración</p> <p>T = mL de muestra tomada para el ensayo Los resultados se expresan en mg de oxígeno consumido/L.</p>
--	--	--	--

Realizado por: Flor Paca, 2017

Fuente: STANDARD METHODS, edición 17

Tabla 19-2: Determinación de Aceites y grasas

Fundamen	Materiales	Procedimiento	Cálculo
----------	------------	---------------	---------

to			
Método de Extracción Soxhlet Aceites y grasas se considera cualquier material recuperado de la muestra acidificada, como una sustancia soluble en éter de petróleo y no volatilizables durante el ensayo. Incluye además de aceites y grasas, otros materiales extractables	Extractor Soxhlet Bomba de vacío Cabina extractora de vapores orgánicos Balanza analítica de cuatro cifras decimales Horno de secado Rotavapor (para la recuperación del solvente) Desecador grande Embudo Buchner, de 12 cm de diámetro. Dedal de extracción de vidrio. Papel de filtro, de 11 cm de diámetro cuantitativo (Whatman N° 40 o equivalente) Discos de muselina. Pinzas, metálicas.	<p>PROCEDIMIENTO DE PREPARACIÓN DE ESTÁNDARES</p> <p>Blanco</p> <p>Tome 1 litro de agua destilada y acidifíquela con H₂SO₄ o HCl a pH < 2 (aproximadamente 2 gotas). Verificar con papel indicador.</p> <p>Estándares de control</p> <p>Pese 5,0 g de aceite mineral en un vaso de precipitados y disuelva con hexano. Transfiera cuantitativamente a un balón de 50 mL y lleve a volumen con hexano, para obtener una concentración de 100.000 mg/L. Almacene inmediatamente en un frasco tapa rosca y refrigere en la nevera de cromatografía (- 18°C). Estándar de 50 mg/L: Dispense de este stock 500 µL en un frasco de un litro boca ancha utilizado para el muestreo de grasas. Lleve a la campana de orgánicos y permita que se evapore el solvente. Adicione agua destilada hasta el cuello y preserve con H₂SO₄ a pH < 2. Estándar de 500 mg/L: Dispense de este stock 5 mL en un frasco de un litro boca ancha utilizado para el muestreo de grasas. Lleve a la campana de orgánicos y permita que se evapore el solvente. Adicione agua destilada hasta el cuello y preserve con H₂SO₄ a pH < 2.</p> <p>PROCEDIMIENTO DE ANÁLISIS</p> <p>Preparación del lecho filtrante</p> <p>Corte la muselina en círculos de diámetro mayor en un centímetro al del embudo buchner a utilizar. Ponga en el fondo del embudo buchner el disco de muselina y sobre esta un papel de filtro cuantitativo.</p> <p>Adhiera el papel filtro y la muselina al fondo del embudo humedeciéndolo y presionando las orillas del papel con un agitador de vidrio limpio.</p> <p>Aplique vacío y filtre 100 mL de suspensión de ayuda (tierra de diatomea) y lave con abundante (100 mL) agua destilada.</p>	<p>El aumento en peso del vaso de extracción tarado es debido principalmente a la grasa y el aceite, siendo el contenido de estos:</p> $GYA, mg / L = \frac{(Pf - Pi)}{V} * 10^6$ <p>Donde;</p> <p>Pf = peso final del matraz de extracción, g.</p> <p>Pi = peso inicial del matraz de extracción, g.</p> <p>V = Volumen de muestra, mL</p> $\%RECUPERACION = \frac{(Pafin - Pvaso) * 100}{Pesoaini}$ <p>Donde:</p> <p>Pafin = peso vaso con grasa obtenido después de la extracción</p> <p>Pvaso= Peso del vaso de extracción vacío.</p> <p>Pesoaini = peso de aceite para la preparación del estándar.</p>

<p>por el solvente.</p> <p>Los aceites y grasas quedan definidos por el método de análisis utilizado.</p>	<p>Frasco lavador.</p> <p>Vaso de precipitado de 50 mL</p> <p>Varilla de vidrio</p>	<p>Suspenda la filtración hasta cuando no pase más agua a través del lecho filtrante Garantizar la simetría del papel y la homogeneidad de la capa de tierra de diatomácea. 10.2 Filtración y Extracción</p> <p>Consigne los datos en las casillas superiores del formato de captura de datos TF 0067.</p> <p>Afore la botella demarcando el nivel de la muestra.</p> <p>Con la ayuda de la varilla de vidrio adicione poco a poco y cuantitativamente la muestra a través del lecho filtrante evitando pérdidas por el borde del papel.</p> <p>Filtre el blanco, estándar o muestra cuantitativamente, utilizando varilla de vidrio para cada uno. Aplique vacío hasta cuando no pase más agua a través del lecho filtrante.</p> <p>No permita que el nivel de la muestra supere el borde del medio filtrante.</p> <p>Doble el filtro y transfíralo al dedal de extracción.</p> <p>Seque el dedal con las muestras, el recipiente de la muestra y la varilla empleada en la filtración en el horno a 103°C durante 30 minutos.</p> <p>Lleve los dedales al extractor Soxhlet.</p> <p>Pese los vasos de extracción.</p> <p>Enjuague con solvente el recipiente que contenía la muestra y la varilla de filtración, transfiera el enjuague al vaso de extracción para recuperar el material graso adherido a las paredes del recipiente.</p> <p>Adicione el solvente al vaso de extracción hasta 180 mL para La extracción (aproximadamente el 90% del volumen total del vaso de extracción) y llévelo a la plancha de calentamiento del equipo extractor.</p> <p>Cierre el equipo verificando que haya sellado correctamente (el vaso no gira, ajuste el vaso al sello del soxhlet) Compruebe que la palanca situada en la parte superior derecha del equipo está en la posición “closed”.</p> <p>Conecte el baño de aceite, verifique que la temperatura de calentamiento es de 110 °C y abra inmediatamente el suministro de agua de refrigeración</p> <p>Realice la extracción durante 4 horas a partir del primer sifón que realice el equipo.</p>	
---	---	--	--

		<p>Acabada la etapa de extracción abra la válvula de drenaje para la recuperación del solvente y deje secar los vasos de extracción.</p> <p>Apague y desconecte el baño de aceite, deje el flujo de agua hasta que el equipo se enfríe (aprox. una hora).</p> <p>Retire los vasos con la grasa obtenida en la extracción, no toque el vaso con los guantes, emplee pinzas.</p> <p>Lleve los vasos a la cabina extractora para eliminar el solvente residual.</p> <p>Lleve al desecador los vasos fríos durante 30 minutos. Determine el peso final.</p>	
--	--	---	--

Realizado por: Flor Paca, 2017

Fuente: STANDARD METHODS, edición 17

CAPÍTULO III

3. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

3.1. Resultados del tiempo de secado

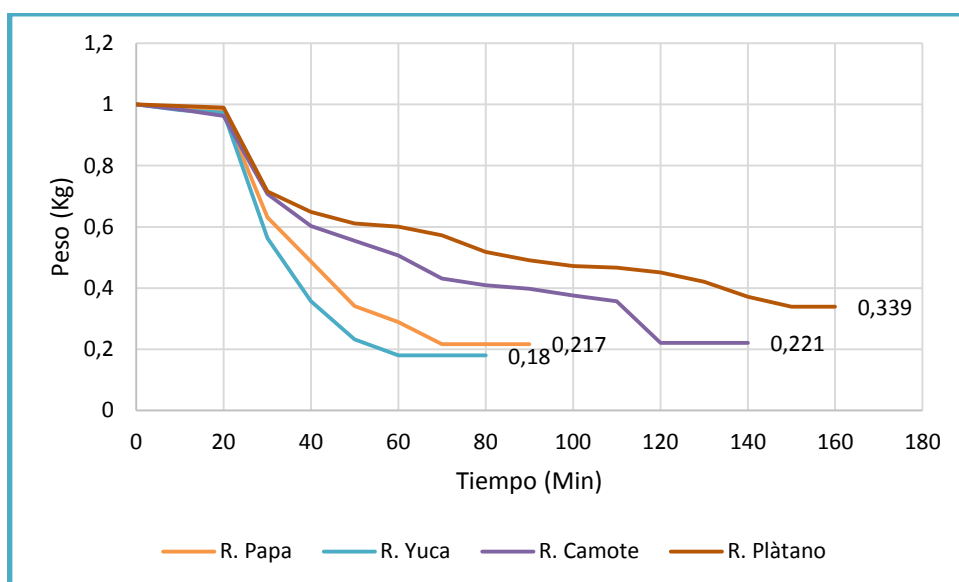


Gráfico 1-3: Curva del tiempo de secado de los residuos vegetales.

Realizado por: Flor Paca, 2017

En el gráfico 1-3 se observa la pérdida de humedad de los residuos vegetales, deshidratados a 100 °C en un secador de bandejas tipo armario FC-L OPU-40 (ESPOCH, Ecuador), manteniendo constante el peso inicial de los productos (1 kg).

El tiempo hasta que llegue el producto a peso constante varió, 1 hora con 10 minutos (yuca); 1 hora con 20 minutos (papa); 2 horas con 10 minutos (camote) y 2 horas con 30 minutos (plátano), los residuos se retiraron del secador cuando alcanzaron pesos constantes, logrando rendimientos del 18 %, 21,7 %, 22 %, y 33,9% respectivamente.

Los tiempos de secado de los residuos vegetales varían dependiendo principalmente de la forma geométrica, del tamaño y de la composición química del producto (Gascón, A. et al. 2013).

En esta investigación las cáscaras de yuca y papa, se hallaban con espesores pequeñas, mientras que las cáscaras de camote y plátano tenían espesores mucho más grande que las mencionadas, es por esa razón que la deshidratación de los residuos de yuca se originó en un tiempo menor que los demás residuos vegetales. Cabe señalar que los secadores de bandejas se usan a nivel laboratorio para experimento mientras que industrialmente se usan otro tipo de secadores como los hornos (Montoya, J. 2006).

Además (Gascón, A. et al. 2013) asevera que el secado “en hornos es la tendencia de hoy, pues las condiciones estandarizadas del proceso aseguran tiempos de secado menores, bajo deterioro químico y sensorial, por ejemplo el secado de zanahorias con espesor menores de 15 mm en hornos, se realiza con temperaturas de 85-90°C inicialmente, descendiendo a 75°- 80°C con 15% de humedad, a continuación en hornos terminadores se finaliza la deshidratación hasta 4% de humedad final y con temperaturas cercanas a los 50°C.

La relación de desecación es del orden de 10 kilos de raíces por cada kilo de deshidratados. Además alega que algunas frutas como las manzanas y peras secadas en hornos con temperaturas máximas de 75 ° C y humedad relativa dentro del mismo no menor de 25%, el tiempo de secado depende del tamaño y de la forma de presentación, varía desde 8 horas (en rodajas finas) hasta 30 horas (en caso de cuartos).”

3.2. Resultados del análisis proximal de los residuos vegetales deshidratados.

Tabla 1-3 : Análisis de los residuos deshidratados de papa, yuca, camote y plátano

PARÁMETROS	RVD DE PAPA	RVD DE YUCA	RVD DE CAMOTE	RVD DE PLÁTANO
Humedad %	11,23	11,32	11,11	9,25
Ceniza %	4,47	4,66	3,4	9,68
Proteína %	8,18	6,2	4,18	6,61
Fibra %	12,12	13,28	14,91	13,87
Grasa %	1,81	2,17	1,08	1,25
Carbohidratos digeribles %	62,19	62,37	65,32	59,34

Realizado por: Flor Paca, 2017

Los análisis fisicoquímicos que se muestran en la tabla 1-3 señalan que presenta mayor contenido de ceniza el residuo de plátano con un 9,68 %, seguido del residuo de papa con 4,47%, 4,66 % en la yuca y 3,4 % en el camote, que pueden ser fuente de algunos metales. El contenido de ceniza es indicativo de la riqueza en minerales de la fuente de fibra dietaria. Orozco L. (1992). Resultados similares fueron reportados por (Tejada C. et al 2016), en el análisis de cáscara de yuca y ñame con 1,58 % de ceniza de en la yuca en el estudios para el tratamiento de aguas residuales contaminadas con Pb (II).

Considerando que no hay una normativa para harina de cáscara de tubérculos, se toma como referencia la norma para alimentos zootécnicos, harina de alfalfa (NTE INEN 1645), que indica un máximo de 10% de humedad, con base en esto solamente los residuos de plátano cumplen este requisito.

Las proteínas y los carbohidratos son polímeros naturales, el porcentaje de proteínas del residuo de papa es de 8,18 % y el de residuo de plátano con un 6,61%, seguido de 6,20% en el de yuca y 4,18% en el de camote. Con respecto a los carbohidratos digeribles todos los residuos vegetales están en un rango de 58% a 66% que en su mayoría corresponden a almidón y por consiguiente de polímeros naturales que se utilizan como coagulantes naturales para tratar aguas residuales industriales y potables, y se lo ha demostrado en muchos estudios tales como el de Almendárez (2004). Alvarado (2011). Solís (2012). (Trujillo. et al 2014).

Esto se debe a que los almidones tienen propiedades físico químicas y funcionales de, espesantes, estabilizantes y gelificantes, según (Hernández M. et al.2008) en el realizaron la evaluación de las propiedades fisicoquímicas y funcionales de los almidones de algunos tubérculos, incluidos yuca y camote en el que determinaron que el almidón de yuca fue el que presentó mayor poder de hinchamiento y solubilidad. La viscosidad máxima fue para el almidón de yuca. El almidón de camote presentó la mayor claridad de gel y el almidón de yuca fue el más elástico.

El contenido de grasa en los cuatro residuos vegetales estudiados se encuentra en un rango de 1% a 2,17%. El contenido de fibra en los residuos de camote es de 14,91%, en los residuos de papa 12, 12%, en los residuos de yuca y el plátano de 13,28 y 13, 87% respectivamente.

3.3. Resultados de la caracterización del agua residual láctea.

Tabla 2-3 : Comparación de la caracterización del agua residual láctea con los límites de descarga (TULSMA).

PARÁMETRO	UNIDAD	M 1	M 2	M 3	PROMEDIO	LÍMITES DE DESCARGA A UN CUERPO DE AGUA DULCE
pH		5,23	6,37	5,25	5,6	6-9
Temperatura	°C	15,2	11,7	12,3	13,07	-
Conductividad	uS/cm	1380	1400	1420	1400	-
Turbiedad	NTU	2045	2800	1395	2080	-
Color	Unidades Pt Co	6600	8400	6520	7173,3	Inapreciable en dilución 1/20
Sólidos suspendidos totales	mg/l	1895	2440	1560	1965	130
Sólidos totales	mg/l	3452	5700	5380	4844	1600
DQO	mg/l	12700	11450	10340	11496,6	200
DBO₅	mg/l	6749	6250	6085	6361,3	100
Grasas y aceites	mg/l	-	-	5870	5870	30

Realizado por: Flor Paca, 2017

Como se muestra en la tabla 2-3 los parámetros del agua residual láctea se encuentran fuera de valores de los límites de descarga a un cuerpo de agua dulce como lo indica en la tabla 9, anexo 1, libro VI, del TULSMA, por lo tanto el agua contaminada no puede ser descargado aun cuerpo de agua dulce sin antes haber sido tratada.

3.4. Resultados del tratamiento con los residuos vegetales deshidratados como coagulantes naturales.

3.4.1. Resultados de la primera etapa del proceso de coagulación - floculación.

Las pruebas de jarras con las soluciones de referencia al 2% de los residuos vegetales preparados anteriormente con dosificaciones de 0,02 g/L (1mL) hasta 1 g/L (10mL) no presentaron ninguna reacción química en las jarras con ninguno de los residuos vegetales.

Con las soluciones de referencia al 10% de los residuos vegetales se observa la formación de los flóculos desde que se añade 8mL hasta los 10mL de la soluciones es decir desde una dosis de 0,8g/L hasta 1 g/L con los residuos de papa, yuca y camote, mientras que con el residuo de plátano desde un volumen de 7mL hasta 10mL, es decir una dosis de 0,7 g/L hasta 10 g/L. En la tabla 22-3 se muestran los resultados de los tipos de flóculos según el índice de floculación de Willcomb, tiempo de formación de los flóculos y las variaciones de la turbiedad según las dosis progresivas de las soluciones de los residuos vegetales añadidas.

Tabla 3-3: Volumen añadido de la solución de los residuos vegetales durante las prueba de jarras.

	Coagulante: Solución residuos de papa Concentración: 10 g/100mL pH= 5,25 agua residual láctea inicial Tiempo de agitación= 5 min. rápida y lenta 2 min Velocidad de agitación= 90 rpm rápida y 12 rpm lenta			
# de jarras de (1000mL)	Volumen de solución de los residuos(mL)	Índice de floculación de Willcomb	Tiempo de formación de los flóculos (s)	Turbiedad(NTU)

1	1	0	-	1395
	2	0	-	1395
	3	0	-	1395
	4	0	-	1395
	5	0	-	1045
	6	0	-	950
	7	2	20	320
	8	2	20	205
	9	4	10	132
	10	4	10	129
Coagulante: Solución residuos de yuca Concentración: 10 g/100mL pH= 5,25 agua residual láctea inicial Tiempo de agitación= 5 min. rápida y lenta 2 min Velocidad de agitación= 90 rpm rápida y 12 rpm lenta				
2	Volumen de solución de los residuos(mL)	Índice de floculación de Willcomb	Tiempo de formación de los flóculos (s)	Turbiedad(NTU)
	1	0	-	1395
	2	0	-	1395
	3	0	-	1394
	4	0	-	1394
	5	0	-	945
	6	0	-	260
	7	2	20	150
	8	2	20	44
	9	4	10	42
	10	4	10	41
Coagulante: Solución residuos de camote Concentración: 10 g/100mL pH= 5,25 agua residual láctea inicial Tiempo de agitación= 5 min. rápida y lenta 2 min Velocidad de agitación= 90 rpm rápida y 12 rpm lenta				
3	Volumen de solución de los residuos(mL)	Índice de floculación de Willcomb	Tiempo de formación de los flóculos (s)	Turbiedad(NTU)
	1	0	-	1395
	2	0	-	1395
	3	0	-	1395
	4	0	-	246
	5	0	-	156

	6	0	-	120
	7	2	20	95
	8	2	20	94
	9	4	10	87
	10	4	10	87
Coagulante: Solución residuos de plátano Concentración: 10 g/100mL pH= 5,25 agua residual láctea inicial Tiempo de agitación= 5 min. rápida y lenta 2 min Velocidad de agitación= 90 rpm rápida y 12 rpm lenta				
4	Volumen de solución de los residuos(mL)	Índice de floculación de Willcomb	Tiempo de formación de los flóculos (s)	Turbiedad(NTU)
	1	0	-	1395
	2	0	-	1390
	3	0	-	265
	4	0	-	245
	5	0	-	165
	6	0	-	146
	7	2	15	90
	8	2	10	30
	9	4	10	25
	10	4	10	25

Realizado por: Flor Paca, 2017

Mediante observaciones visuales se comprobó que en el agua tratada con la solución del residuo de plátano, existe formación de flóculos dispersos claramente visibles, que se sedimentan lentamente y con los residuos de yuca, camote y papa se observan flóculos visibles pero muy pequeños, de esa manera se determinó que la dosis óptima de los residuos de papa, yuca camote y plátano es a un volumen de 10 mL es decir 1 g/L, se determinó el tiempo de sedimentación de 2 horas. Además se comprobó una notable disminución de la turbiedad al tratamiento con el residuo de plátano con respecto a los otros, como se observa en el grafico 2-3.

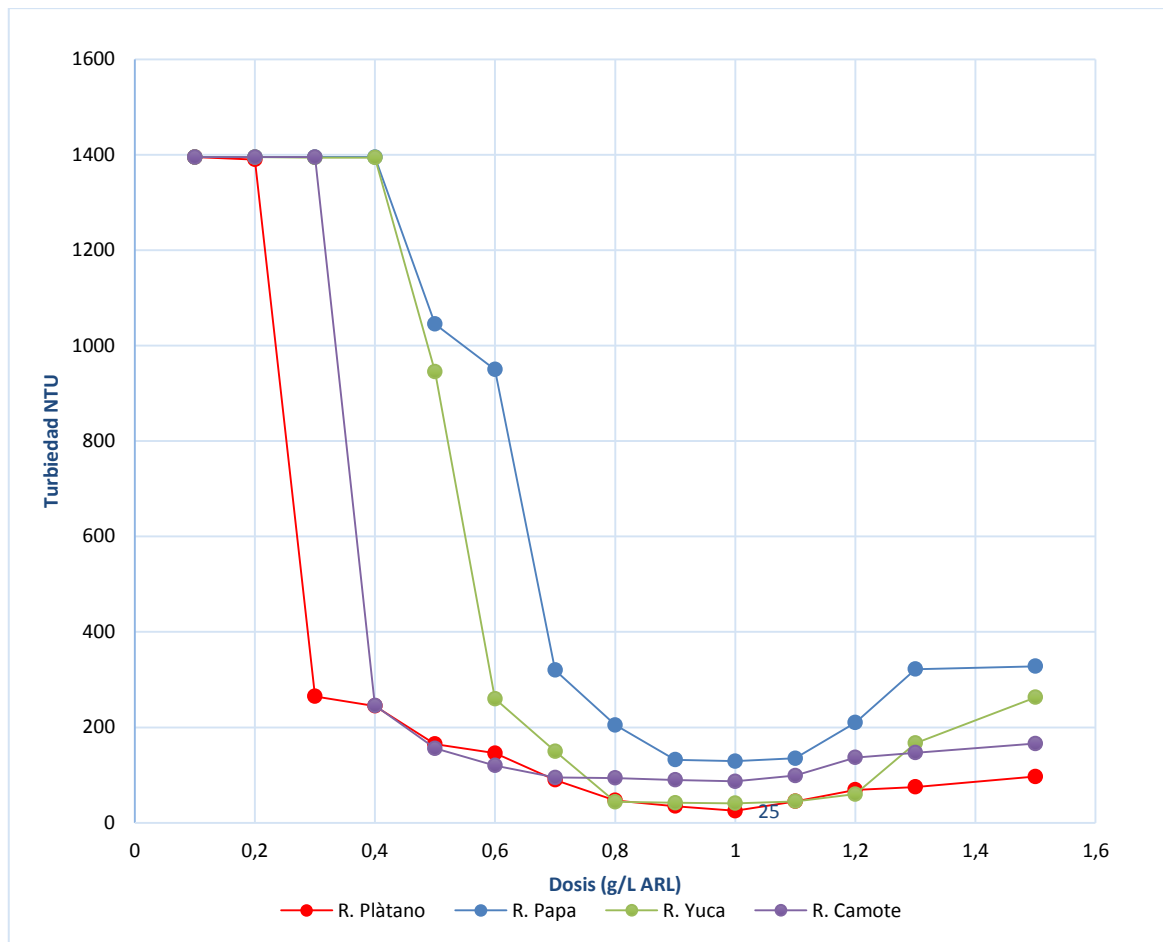


Gráfico 2-3: Curva de turbiedad-dosis de los residuos vegetales (al 10%) durante el proceso de coagulación floculación

Realizado por: Flor Paca, 2017

En la figura 1-3 se observa las diferencias entre las jarras1 que se encuentra con el residuo de papa, jarra 2 con el residuo de yuca, jarra 3 con el residuo de camote y jarra 4 con el residuo de plátano. En la jarras 1 y 4 se observa un color transparente mientras que en las jarras 2 y 3 cambios a un color amarillento y la remoción de la turbiedad en la jarra 4 es muy buena en comparación con las otras.



Figura 1-3 : Jarras de las ARL con los residuos vegetales después del proceso de la coagulación

Realizado por: Flor Paca, 2017

3.4.1.1. Resultados de los parámetro medidos después del proceso de coagulación.

En la tabla 4-3, se muestra los resultados medidos para validar los resultados observados. El tratamiento que presenta la remoción de la turbiedad y los sólidos suspendidos totales es el tratamiento con el residuo de plátano ya que la turbiedad se reduce desde 1395 NTU hasta 25 NTU, el color disminuye desde un valor de 6520 unidades Pt Co hasta 376 unidades Pt Co, los SST desde 1560 mg/L hasta 82 mg/L notando una gran remoción a diferencia de los otros tratamientos con los otros residuos vegetales.

Asimismo el color disminuye a 608, 1059, 1215 unidades Pt Co de yuca, camote y papa respectivamente. Los sólidos suspendidos totales disminuye hasta 144, 273, 144 mg/L y la turbiedad se reduce a 41, 87 y 129 NTU con los residuos de yuca, camote y papa respectivamente.

Tabla 4-3: Comparación de los parámetros con la muestra inicial y las muestras con residuos vegetales al 10% con dosis de 10mL (1g/L).

PARÁMETROS	UNIDADES	TRATAMIENTOS CON LOS RESIDUOS VEGETALES					LÍMITES DE DESCARGA A UN CUERPO DE AGUA DULCE
		ARL	RVDP	RVDY	RVDC	RVDPL	
pH	-	5,25	4,42	4,35	4,41	4,58	6-9
Turbiedad	NTU	1395	129	41	87	25	-
Color	Units PtCo	6520	1215	608	1059	376	Inapreciable en dilución 1/20
Sólidos suspendidos totales	mg/L	1560	342	144	273	82	130
Sólidos Totales	mg/L	5380	402	194	311	124	1600

Realizado por: Flor Paca, 2017

Los parámetros turbiedad, color, SST y ST tratados con estos residuos vegetales se encuentran en el rango de los límites de descarga, pero cabe mencionar que el pH no están dentro de los límites, pero se puede solucionar añadiendo poca cantidad de una solución básica como el hidróxido de sodio hasta un pH 6. Además el pH de las soluciones de los residuos vegetales al 10% no varió el pH del agua residual tratada ya que el pH inicial es de 5,25 y los pH de las soluciones de referencia que se tomaron se encuentran en los mismos valores que el ARL se muestra la siguiente tabla 5-3.

Tabla 5-3: pH de las soluciones de los residuos vegetales al 10%

Soluciones de los RVD al 10%	pH
Soluciones al 10%	
Residuos de Papa	5,8
Residuos de Yuca	5,6
Residuos de Camote	6,1
Residuos de Plátano	5.9

Realizado por: Flor Paca, 2017

Se realizó las pruebas de DQO y DBO₅ solo del tratamiento con el residuo de plátano ya que tiene mejor potencial como coagulante natural. Que se muestra en la tabla 6.3.

Parámetros	Unidades	ARL con el residuo de plátano	Límites de descarga a un cuerpo de agua dulce
DBO₅	mg/L	480	100
DQO	mg/L	1790	200

Tabla 6-3: Parámetros de DBO₅ y DQO del ARL con el residuo de plátano

Realizado por: Flor Paca, 2017

3.4.2. *Resultados de la segunda etapa, pruebas con el coagulante natural de residuo de plátano y el polímero aniónico como ayudante de floculación*

Para realizar este ensayo se tomó una nueva muestra de ARL al que se tomaron los parámetros iniciales que se muestra en la tabla 7-3.

Tabla 7-3: Características iniciales del agua residual Láctea para la pruebas de jarras con variaciones de pH.

CARACTERÍSTICAS	ARL INICIAL
pH	6,7
Conductividad (ms/cm)	1170
Turbiedad (NTU)	500
Color (Units PtCo)	6500
Solidos suspendidos totales (mg/L)	4600
Solidos Totales (mg/L)	4670

DQO mg/L	6600
DBO₅ mg/L	3460
Aceites y grasas mg/L	>100

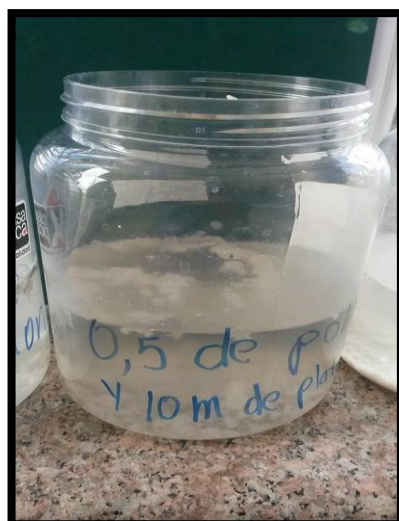
Realizado por: Flor Paca, 2017

- Resultados observados de prueba de jarras a un pH original del agua residual láctea

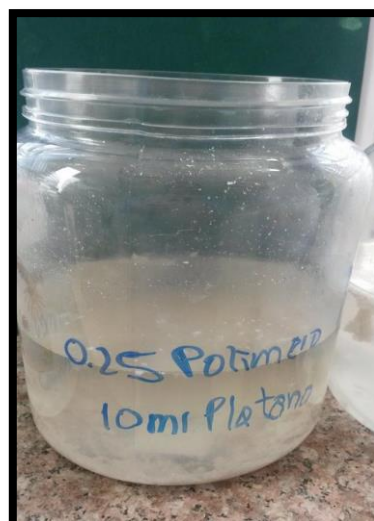
A 30 segundos de agitación con la solución del residuo de plátano más el polímero aniónico observó la formación de flóculos muy grandes, encontrando la dosis óptima con el polímero aniónico como coadyuvante de floculación que fue de 0,5mL

El pH influye mucho en la coagulación floculación y el pH de las muestras de aguas residuales lácteas varía en cada muestreo, en este caso el pH es de 6,7. En la primera etapa el agua residual tuvo un pH de 5,03 y los resultados de formación de flóculos fueron buenos (figura 2-3) y así mismo los otros parámetros evaluados; mientras que en la pruebas con pH de 6,7 no se observa ninguna reacción, como se muestra en figura 3-3. Además al realizar los análisis si existe una disminución de los parámetros pero no alcanza los parámetros establecidos por la norma.

Por lo anterior se ejecuta la segunda etapa para determinar a qué pH se obtienen mejores resultados con base en la formación de flóculos, su tiempo y tamaño; y los parámetros físico-químicos.



a)



b)

Figura 2-3: Jarras con el residuo de plátano más polímero aniónico después de la coagulación a pH 5,03. a) Con 0,5mL de polímero A. b) con 0,25mL de polímero A.

Realizado por: Flor Paca, 2017



Figura 3-3: Jarras después de la coagulación a pH 6,7 con el residuo de plátano más el polímero aniónico.

Realizado por: Flor Paca, 2017

➤ Resultados observados de prueba de jarras a un pH alcalino.

El pH se modificó añadiendo a la muestra de agua 3mL de hidróxido de sodio 1 N en tres litros agua hasta alcanzar un pH alcalino de 9,05 y posteriormente realizar las pruebas de coagulación-floculación con el residuos de plátano al 10 % más el polímero aniónico 0,5%, dando como resultado una reacción mínima.(Figura 4-3)



Figura 4-3: Jarras después de la coagulación a pH 9,05 con el R.PL más el polímero aniónico.

Realizado por: Flor Paca, 2017

- Resultados observados de prueba de jarras a un pH ácido.

La modificación a un pH ácido de 4,15 se realizó con 1 mL de ácido cítrico en tres litros de agua y después de realizar el proceso de coagulación- floculación se determinó que a pH ácido muestra resultados excelentes, con formación de flóculos muy notorios y visibles a los 10 segundos de agitación. Con un tiempo de sedimentación de 30 minutos. Ver figura 5-3.



Figura 5-3: Formación de flóculos visibles a pH ácido con RVD de plátano más el polímero aniónico.

Realizado por: Flor Paca, 2017

Se determinó que en 30 minutos la sedimentación fue total y el agua se encontraba cristalina debajo del sobrenadante y sobre los sólidos sedimentados. Ver figura 6-3.



Figura 6-3: Jarras después de la coagulación a pH 4,15 con el residuo de plátano más el polímero aniónico.
Realizado por: Flor Paca, 2017

Los resultados obtenidos en la segunda etapa en la cual se analiza el pH del medio se observa en la tabla (Tabla 8-3).

Tabla 8-3: Resultados de los parámetros medidos en el uso de residuo vegetal deshidratado de plátano más polímero aniónico

Parámetro/ Tratamiento	Agua Residual sin tratamiento	Medio sin ajuste de pH	Medio ácido	Medio alcalino
pH	6,7	6,7	4,0 - 4,5	8,5 -9,0
Conductividad (uS/cm)	1700 ± 10 a	1303,33±5,77 b	1206,67 ± 15,28d	1380 ± 20,00 c
Turbiedad (NTU)	500 ±5,00 a	446,67±5,86 b	12 ±0,00 c	507±1,73 a
Color (unidades Pt Co)	6500 ± 7,00 a	6483,33±5,77 a	1184±0,007,94 c	4633,67±29,16 b
SST (mg/L)	4600 ± 11,55a	103,67 ± 0,58 c	39,67 ± 1,53 d	926,33 ± 52.54 b
ST (mg/L)	5320 ± 7,78 a	915,66 ± 1,15 c	820,86 ± 14,96 d	1828,67 ± 1,53 b
DBO₅ (mg/L)	3460 ± 9,24 a	809 ± 1,00 c	829 ± 5,29 c	990 ± 20,55 b
DQO (mg/L)	6600 ± 25,67a	3531±21,517b	3010,67±9,50 c	3547,67 ± 4,93b
Aceites y grasas (mg/L)	100 ± 1 a	10 ± 0,9 b	4,3 ± 0,70 c	5 ± 0,7 c

Letras diferentes en la misma fila indican diferencias significativas (p<0,05)

Realizado por: Flor Paca, 2017

Se muestra que de los tres tratamientos realizados, los mejores resultados se obtiene a pH ácido, debido a que presenta valores de los parámetros menores a los iniciales, y además los valores que se exponen a continuación son estadísticamente diferentes al resto de tratamientos, la conductividad reduce de 1700 uS/cm a 1206,67 uS/cm, la turbiedad de 500 NTU a 12 NTU, el color de 6500 unidades Pt Co a 1184 unidades Pt Co, los SST de 4600 mg/L hasta 39,67 mg/L, los ST de 5320 mg/L a 820,86 mg/L, el DBO₅ de 3460 mg/L a 829 mg/L, el DQO de 6600 mg/L a 3010,67 mg/L y por último la cantidad de grasa disminuye desde > a 100 hasta 4,3mg/L.

En las pruebas realizadas sin modificar el pH y en medio alcalino presentaron una notable disminución de los parámetros, los SST que disminuye de 4600 mg/L a 103,67 mg/L y ST de 5320 mg/L a 915,66 mg/L en el tratamiento sin modificar el pH y los SST de 4600 mg/L a 926,33 mg/L y los ST de 5320 mg/L a 1828,67 mg/L. También cantidad de grasa en los dos tratamientos se redujo de 100 mg/L a un valor igual o menor de 10 mg/L, y el resto de los parámetros disminuyen en una mínima cantidad manteniéndose casi cerca de los valores iniciales del ARL.

En cuanto a DBO₅ la disminución con los tres tratamientos es considerable, pasa de más de 3000 mg/L a menos de 1000 mg/L, el mismo patrón presenta el DQO al iniciar con 6600 mg/L después de aplicar los tratamientos es menor a 4000 mg/L. Resultados similares reportó (Teh, et al, 2014), utilizando el almidón de arroz, en el que se logra una disminución de la turbiedad hasta un 84% a un pH de 3.5. (Shak y Wu, 2014) utilizaron un floculante-coagulante natural, la goma extraída de las semillas de *Cassia obtusifolia*, que removió 87% de SST en un medio ácido (pH 3).

Así también (Choy, et al, 2016) obtuvieron la remoción de la turbidez, utilizando los almidones de arroz, trigo, maíz y patatas esterilizados en autoclave a pH ácido (pH 4), principalmente el almidón de arroz supera los otros almidones con una remoción de turbidez del 50%, con una dosis optima de 120 mg/L y un tiempo de sedimentación de 30 min. Mientras que en el 2014 recopilaron información de estudios, de los efectos de algunas semillas de los residuos de frutas y vegetales en el que encontraron remociones de turbidez a pH alcalinos.

Los resultados que se obtuvieron en esta investigación, puede deberse a que la solución del RVD de plátano contiene alto porcentaje de almidón un polímero natural, que desestabiliza las

partículas coloidales a través de puentes de floculación, ya que los segmentos de las cadenas de polímeros se adhieren a las partículas coloidales, juntándolas, aumentando su peso molecular y finalmente sedimentando (Caskey and Primus, 1986). El medio ácido posiblemente facilita la adsorción del polímero a las partículas disueltas en el agua, en comparación a un medio alcalino, influyendo en la desestabilización de las cargas.

CONCLUSIONES

Los residuos vegetales deshidratados obtenidos tras el proceso de deshidratación en bandejas y pulverización presentaron alta cantidad de almidón (58% al 66%), este componente tiene propiedades aglutinantes y floculantes.

Los parámetros de turbiedad, conductividad, pH, color, DBO₅, DQO, aceites y grasas, sólidos suspendidos totales y sólidos totales del agua residual láctea sin tratar, se encontraron fuera de los límites de descarga a un cuerpo de agua dulce, según lo establecido por la norma.

La dosis óptima de la solución de residuos vegetales deshidratados (RVD) oscila entre 0,7 g/L y 1g/L a concentración del 10%, dependiendo de la fuente (papa, camote, yuca y plátano).

El mejor coagulante natural fue el RVD de plátano con base en los parámetros evaluados en la prueba de jarras y éste efecto se potencializa con el coadyuvante polímero aniónico.

EL pH es un factor determinante en la eficiencia de RVD de plátano como coagulante natural, un medio ácido acelera su función.

RECOMENDACIONES

- Determinar la composición del sobrenadante obtenido de la dilución de los residuos vegetales deshidratados.
- Realizar estudios con otros coagulantes químicos como las sales de aluminio y hierro usados como coadyuvantes de floculación de residuos vegetales deshidratados.
- Ejecutar un análisis multivariado, incluyendo el origen de las aguas residuales (características diferentes) y el uso de floculantes-coagulantes químicos, comparándolos con el uso el RVD de plátano.
- Realizar estudios con los residuos vegetales que no se ha analizado en este estudio variando el pH del agua a tratar

BIBLIOGRAFÍA

ARBOLEDA, Jorge. *Teoría y Práctica de Purificación de Agua.* 3ra. ed, Bogotá-Colombia: Editorial Mc. Graw-Hill, 2000, pp. 160-168.

AGUILAR, Solis; et al. Ortuño. *Tratamiento Físico - Químico de aguas residuales coagulación floculación.* España: F:G: GRAF S:L. 2002.

ALVARADO L., Uso de las cascarras de papa como coagulante natural en el tratamiento de aguas potables de la planta “La Diana”. *Especializada en Ingeniería de Procesos en Alimentos y Biomateriales.* vol 6, n°1 (2012) pp.115.

CASKEY, J.A Y PRIMUS, R.J., The effect of anionic polyacrylamide molecular conformation and configuration on flocculation effectiveness. *Environ. Prog.* Vol. 5, n° 98(1986) pp.103.

GUZMÁN, L; et al. García. Coagulantes naturales vs turbidez. *U.D.C.A Act. & Div. Cient.* Vol. 16, n°1(2013) pp. 258.

HERNÁNDEZ, V., Y TREJO, R. Riesgos a la salud por presencia del aluminio en el agua potable. *Conciencia Tecnológica [en línea]*, vol.25,n°4(2004). [Consulta: 20 de abril del 2017] disponible en:

<http://www.redalyc.org/articulo.oa?id=94402508>.

RAMÍREZ, H., Y JARAMILLO, J. Agentes naturales como alternativa para el tratamiento del agua. *Facultad de Ciencias Básicas.* Vol. 11, n°2(2015) pp136. [Consulta: 20 de abril del 2017] disponible en:

<http://dx.doi.org/10.18359/rfcb.1303>.

RODRÍGUEZ, M; etal. Malaver. Evaluación del proceso de coagulación para el diseño de una planta potabilizadora. *Umbral Científico*, vol. 11 (2007).

ROMERO, L., Y VARGAS, M., Aprovechamiento De Algunos Materiales En El Desarrollo De Coagulantes Y Floculantes Para El Tratamiento De Aguas En Costa Rica. *Centro De Investigaciones En Protección Ambiental.*

ROMERO, R. Transferencia de metales en pacientes sometidos a hemodiálisis en hospitales de Maracaibo, Universidad del Zulia, Facultad Experimental de Ciencias, Maracaibo (Venezuela), (1989) pp 98.

RUSSELL D., Tratamiento de aguas residuales, un enfoque práctico, pp.255.

SHAK, K. P. Y., & WU, T. Y. Coagulation–flocculation treatment of high-strength agro-industrial wastewater using natural *Cassia obtusifolia* seed gum: treatment efficiencies and flocs characterization. *Chemical Engineering Journal*, vol.256, n°293(2014) pp 305.

SOLÍS, Rudy; et al. Hernández. Mezclas con potencial coagulante para clarificar aguas superficiales. *Int. Contam. Ambie.* Vol. 28 n°3 (2012), 235.

TEH, C. Y., WU, T. Y., & JUAN, J. C. Potential use of rice starch in coagulation–flocculation process of agro-industrial wastewater: treatment performance and flocs characterization. *Ecological Engineering*, vol. 71, n°509(2014) pp 519.

TRUJILLO, D; et al. Herrera. Remoción de turbiedad en agua de una fuente natural mediante coagulación/floculación usando almidón de plátano. *Ion*, vol. 27, n°1 (2014) pp 17.

VILLABONA, A; et al. Martínez. Caracterización de *Opuntia ficus-indica* para coagulante natural. *Colomb.Biotecnol.* vol. 15, n° 1 (2013) pp 137.

ANEXOS

Anexo A: Límites de descarga a un cuerpo de agua dulce

TABLA 9. LÍMITES DE DESCARGA A UN CUERPO DE AGUA DULCE

Parámetros	Expresado como	Unidad	Límite máximo permisible
Aceites y Grasas.	Sust. solubles en hexano	mg/l	30,0
Alkil mercurio		mg/l	No detectable
Aluminio	Al	mg/l	5,0
Arsénico total	As	mg/l	0,1
Bario	Ba	mg/l	2,0
Boro Total	B	mg/l	2,0
Cadmio	Cd	mg/l	0,02
Cianuro total	CN ⁻	mg/l	0,1
Cinc	Zn	mg/l	5,0
Cloro Activo	Cl ⁻	mg/l	0,5
Cloroformo	Ext. carbón cloroformo ECC	mg/l	0,1
Cloruros	Cl ⁻	mg/l	1 000
Cobre	Cu	mg/l	1,0
Cobalto	Co	mg/l	0,5
Coliformes Fecales	NMP	NMP/100 ml	2000
Color real ¹	Color real	unidades de color	Inapreciable en dilución: 1/20
Compuestos fenólicos	Fenol	mg/l	0,2
Cromo hexavalente	Cr ⁺⁶	mg/l	0,5
Demanda Bioquímica de Oxígeno (5 días)	DBO ₅	mg/l	100
Demanda Química de Oxígeno	DQO	mg/l	200
Estaño	Sn	mg/l	5,0
Fluoruros	F	mg/l	5,0
Fósforo Total	P	mg/l	10,0
Hierro total	Fe	mg/l	10,0
Hidrocarburos Totales de Petróleo	TPH	mg/l	20,0
Manganeso total	Mn	mg/l	2,0
Materia flotante	Visibles		Ausencia
Mercurio total	Hg	mg/l	0,005
Níquel	Ni	mg/l	2,0
Nitrógeno amoniacal	N	mg/l	30,0
Nitrógeno Total Kjeldahl	N	mg/l	50,0
Compuestos Organoclorados	Organoclorados totales	mg/l	0,05
Compuestos Organofosforados	Organofosforados totales	mg/l	0,1
Plata	Ag	mg/l	0,1
Plomo	Pb	mg/l	0,2
Potencial de hidrógeno	pH		6-9
Selenio	Se	mg/l	0,1
Sólidos Suspendidos Totales	SST	mg/l	130
Sólidos totales	ST	mg/l	1 600
Sulfatos	SO ₄ ⁻²	mg/l	1000
Sulfuros	S ⁻²	mg/l	0,5
Temperatura	°C		Condición natural ± 3
Tensoactivos	Sustancias Activas al azul de metileno	mg/l	0,5
Tetracloruro de carbono	Tetracloruro de carbono	mg/l	1,0

¹ La apreciación del color se estima sobre 10 cm de muestra diluida

Anexo B: Obtención de la muestra de agua residual láctea (ARL)



NOTAS	CATEGORIA DEL DIAGRAMA	Escuela Superior Politécnica de Chimborazo Facultad de Ciencias Escuela de Ingeniería Química Flor Rocio Paca Telenchano	OBTENCION DE LA MUESTRA DE ARL, MUETREO, MEDICION DEL CAUDAL		
Planta de lácteos Innolac	<input type="checkbox"/> Certificado <input type="checkbox"/> Aprobado		Escala	Fecha	Lamina
	<input type="checkbox"/> Por calificar <input type="checkbox"/> Por aprobar		A4	20-03-2017	1
	<input type="checkbox"/> Preliminar <input type="checkbox"/> Información				

Anexo C: Proceso de obtención de los residuos vegetales deshidratados y pulverizados



a)



b)



c)



d)

NOTAS	CATEGORIA DEL DIAGRAMA	Escuela Superior Politécnica de Chimborazo Facultad de Ciencias Escuela de Ingeniería Química Flor Rocio Paca Telenchano	OBTENCIÓN DE LOS RESIDUOS VEGETALES DESHIDRATADOS		
a) Lavado de los residuos vegetales. b) Deshidratación de los residuos V. c) Molienda de los residuos vegetales. d) Residuos vegetales deshidratados y pulverizados	<input type="checkbox"/> Certificado <input type="checkbox"/> Aprobado				
	<input type="checkbox"/> Por calificar <input type="checkbox"/> Por aprobar				
	<input type="checkbox"/> Preliminar <input type="checkbox"/> Información				
			Escala	Fecha	Lámina
			A4	20-03- 2017	2

Anexo D: Residuos vegetales de papa, yuca, camote y plátano.



a)



b)

NOTAS		CATEGORIA DEL DIAGRAMA	Escuela Superior Politécnica de Chimborazo Facultad de Ciencias Escuela de Ingeniería Química Flor Rocio Paca Telenchano	PROCESO DE OBTENCIÓN DE LOS RESIDUOS VEGETALES DESHIDRATADOS		
a) Residuos vegetales deshidratados y pulverizados				Escala	Fecha	Lamina
b) solución de referencia de residuos vegetales al 10%		<input type="checkbox"/> Certificado <input type="checkbox"/> Aprobado <input type="checkbox"/> Por calificar <input type="checkbox"/> Por aprobar <input type="checkbox"/> Preliminar <input type="checkbox"/> Información		A4	20-03-2017	3

Anexo E: Agua residual láctea inicial y después de la prueba de jarras con los residuos vegetales de papa, yuca, camote y plátano al 10%.



a)



b)



c)



d)



e)

NOTAS	CATEGORIA DEL DIAGRAMA		Escuela Superior Politécnica de Chimborazo		PROCESO DE COAGULACIÓN – FLOCULACION		
a) Agua residual láctea inicial (ARL) b) ARL después de usar los residuo de papa c) ARL después de usar los residuos de yuca d) ARL después de usar los residuos de camote e) ARL después de usar los residuos de camote	<input type="checkbox"/> Certificado	<input type="checkbox"/> Aprobado	Facultad de Ciencias				
	<input type="checkbox"/> Por calificar	<input type="checkbox"/> Por aprobar	Escuela de Ingeniería Química		Esc ala	Fecha	Lamina
	<input type="checkbox"/> Preliminar	<input type="checkbox"/> Información	Flor Rocio Paca Telenchano		A4	20-03-2017	4

Anexo F: Agua residual láctea después de usar el residuo de plátano más el polímero aniónico a pH sin modificar, básico y ácido.



NOTAS	CATEGORIA DEL DIAGRAMA	Escuela Superior Politécnica de Chimborazo Facultad de Ciencias Escuela de Ingeniería Química Flor Rocio Paca Telenchano	PROCESO DE COAGULACION FLOCULACION VARIANDO EL pH		
pH inicial: 6,7	<input type="checkbox"/> Certificado <input type="checkbox"/> Aprobado		Escala	Fecha	Lamina
pH básico: 9-10	<input type="checkbox"/> Por calificar <input type="checkbox"/> Por aprobar		A4	20-03-2017	5
pH acido: 4-5	<input type="checkbox"/> Preliminar <input type="checkbox"/> Información				

